



Open Archive TOULOUSE Archive Ouverte (OATAO)

OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible.

This is an author-deposited version published in : [http://oatao.univ-toulouse.fr/Eprints ID : 11463](http://oatao.univ-toulouse.fr/Eprints/ID%3A11463)

To cite this version :

Baron, Soàï. *Pathologie des tortues marines en Polynésie française : exemple du centre de soins de Moorea*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2014, 191 p.

Any correspondance concerning this service should be sent to the repository administrator: staff-oatao@inp-toulouse.fr.

ANNEE 2014 THESE : 2014 – TOU 3 – 4019

PATHOLOGIE DES TORTUES MARINES EN POLYNÉSIE FRANÇAISE :

Exemple du centre de soins de Moorea

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

BARON Soàï

Née, le 9 Mai 1987 à Paris 14^{ème} (75)

Directeur de thèse : Monsieur le Professeur Jacques DUCOS de LAHITTE

JURY

PRÉSIDENT :

M. CAMPISTRON Gérard

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESSEURS :

M. DUCOS de LAHITTE Jacques

M. JOUGLAR Jean-Yves

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Maître de conférence à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Ministère de l'Agriculture de l'Agroalimentaire et de la Forêt
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

Directeur : M. Alain MILON

**PROFESSEURS CLASSE
EXCEPTIONNELLE**

- M. **AUTEFAGE André**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **CORPET Denis**, *Science de l'Aliment et Technologies dans les Industries agro-alimentaires*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- M. **EUZEBY Jean**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
- M. **FRANC Michel**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
- M. **MARTINEAU Guy**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
- M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **REGNIER Alain**, *Physiopathologie oculaire*
- M. **SAUTET Jean**, *Anatomie*
- M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

**PROFESSEURS 1°
CLASSE**

- M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootéchnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*

**PROFESSEURS 2°
CLASSE**

- Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **DUCOS DE LAHITTE Jacques**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*
- M. **SANS Pierre**, *Productions animales*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*

**PROFESSEURS CERTIFIES DE
L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE**

Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

**MAITRES DE CONFERENCES HORS
CLASSE**

M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*

**MAITRES DE CONFERENCES (classe
normale)**

M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
Mlle **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
M. **CUEVAS RAMOS Gabriel**, *Chirurgie Equine*
Mme **DANIELS Hélène**, *Microbiologie-Pathologie infectieuse*
M. **DOSSIN Olivier**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
Mlle **FERRAN Aude**, *Physiologie*
M. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé avicoles et cunicoles*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique des animaux de rente*
Mlle **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mlle **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
Mme **PRADIER Sophie**, *Médecine interne des équidés*
M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales (ruminants)*
Mme **TROEGELER-MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie (disponibilité à cpt du 01/09/10)*
M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*
Mme **WARET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

**MAITRES DE CONFERENCES et
AGENTS CONTRACTUELS**

M. **BOURRET Vincent**, *Microbiologie et infectiologie*
Mme **FERNANDEZ Laura**, *Pathologie de la reproduction*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

Mlle **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie*

Remerciements

A M. le Professeur Gérard Campistron, Enseignant chercheur en Hématologie-Physiologie à la faculté des sciences pharmaceutiques de Ranguel, qui nous à fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse,

Hommages respectueux.

A M. Jacques Ducos de Lahitte, Professeur en Parasitologie et Maladies Parasitaires à l'ENVT, qui nous a fait le plaisir et l'honneur d'accepter la direction de cette thèse,

Sincère reconnaissance.

A M. Jean-Yves Jouglar, Maître de conférence à l'ENVT, Pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour, qui nous a fait l'honneur de prendre part à notre jury de thèse,

Qu'il trouve ici le témoignage de notre gratitude.

Remerciements à la structure d'accueil



Coordonnées :

Te mana o te moana

BP 1374 Papetoai 98729 MOOREA, Polynésie française

Tel : (689) 71 53 44 / (689) 56 40 11

Mail : temanaotemoana@mail.pf

www.temanaotemoana.org

Au Docteur Cécile Gaspar, directrice de l'association Te mana o te moana. à Matthieu Petit, biologiste marin de l'association, à Vie Jourdan, coordinatrice éducation, à Cathy Hays coordinatrice de l'Observatoire des cétacés et à tous les bénévoles que j'ai pu croiser : Céline, Lara, Olivia, Guillaume, merci de m'avoir accueillie au sein de votre structure, de m'avoir fait confiance, pour votre aide et pour toutes les informations qui m'ont été transmises et sans lesquelles cette thèse n'aurait pas vu le jour.

A Thierry Work et au Docteur Lionel Schilliger pour leur précieuse aide en anatomie pathologique et en médecine des chéloniens ainsi que pour leur grande disponibilité.

Table des matières

Liste des figures	12
Liste des tableaux.....	15
Liste des abréviations	16
INTRODUCTION.....	18
Première partie : Présentation du centre de soins pour tortues marines de Moorea	20
I –État actuel de la population de tortue marine de Polynésie française.....	21
1. Situation géographique.....	21
2. Espèces présentes	22
3. Menaces existantes	23
4. Législation et mesures de protection des tortues marines	24
a. Accords multilatéraux applicables aux tortues	21
i. Les régimes généraux de protection juridique des tortues marines	24
ii. La protection des tortues marines, objet d’instruments particuliers	24
b. Réglementation propre à la Polynésie française.....	24
II – Présentation du centre de soins de Moorea.....	28
1. Histoire et gestion de la Clinique des tortues	28
2. Autres domaines d’action dans le cadre de la conservation des tortues marines	29
a. Suivi des sites de pontes	28
b. Observatoire des tortues marines en Polynésie française et marquage satellite	28
c. Programmes éducatifs	27
3. Conditions de vie et gestion des tortues en captivité	30
a. Habitat	27
b. Alimentation.....	28
III- Animaux inclus dans cette étude.....	28
1. Données générales	32
2. Tortues reçues à moins de six mois.....	32
3. Tortues reçues à plus de six mois.....	34
Deuxième partie : Bilan des affections des tortues marines recueillies à Moorea par symptômes et leurs soins	38

I- Particularité de l'examen clinique chez les tortues marines	39
1. Examen clinique à distance	39
2. Méthode de contention	40
3. Examen clinique rapproché.....	41
4. Examen neurologique.....	41
5. Auscultation cardiaque et pulmonaire.....	42
6. Température	43
7. Mesures de taille et pesée.....	43
8. Zoonoses transmises par les tortues marines.....	45
II- Manifestations cliniques et traitements symptomatiques des grands syndromes.....	47
1. Apathie et faiblesse généralisée	47
2. Anorexie et dysorexie.....	49
3. Amaigrissement et retard de croissance	53
4. Constipation	54
5. Affections cutanées	55
a. Plaies et abcès.....	55
b. Érosion du plastron.....	59
c. Décollement des écailles	60
6. Déformation de la carapace.....	62
7. Carapace molle.....	64
8. Problème de flottaison et nage asymétrique.....	64
9. Blépharite	66
10. Fractures	67
11. Traumatismes crâniens.....	68
12. Affections neurologiques	73
a. Crises convulsives	73
b. Paralysie faciale.....	71
c. Anomalie du port de tête	75
Troisième partie : Bilan des lésions et des contenus stomacaux retrouvés lors d'autopsies.....	76
I - Méthode.....	75

1. Identification des tortues	75
2. Conditions de conservation des cadavres	78
3. Condition corporelle.....	80
4. Calcul de l'indice d'état corporel	80
5. Examen externe	81
6. État de déshydratation	83
II- Aspect macroscopique d'organes sains	81
1. Cavité coelomique	81
2. Tissu musculaire.....	84
3. Mésentère coelomique.....	85
4. Cœur, thymus, thyroïde	85
5. Foie.....	86
6. Trachée, langue et œsophage	87
7. Tube digestif.....	87
a. Oesophage	86
b. Jabot	86
c. Estomac	87
d. Duodenum	87
e. Jejunum et iléon.....	88
f. Caecum et colon.....	89
8. Rate et pancréas.....	90
9. Poumons	92
10. Appareil uro-génital	93
a. Vessie	93
b. Reins.....	91
c. Gonades	92
11. Aorte.....	95
12. Système nerveux central et encéphale.....	96
III-Bilan des lésions retrouvées au centre de soins de Moorea	95
1. Lésions liées au braconnage ou indirectement liées à la présence de l'homme.....	97
2. Lésions de l'appareil digestif	102
a. Impaction oesophagienne	100

b. Occlusions et obstructions gastro-intestinales.....	102
c. Diverticule intestinal	105
d. Sténose et volvulus intestinal	108
e. Entérites	107
f. Tympanisme.....	109
g. Prolapsus cloacal	111
3. Parasitisme	113
a. Parasites internes	113
i. Trématodes.....	113
1. <i>Pyelosomum sp.</i>	113
2. Spirorchides	114
3. <i>Diaschistorchis pandus</i>	120
ii. Cestodes	122
b. Épipiontes.....	123
4. Lésions du foie	125
a. Cirrhose	127
b. Lipidose.....	126
5. Abscesses.....	131
a. Abscesses cutanées	129
b. Abscesses hépatiques.....	130
c. Abscesses pulmonaires	133
6. Lésions de noyade	136
7. Fibrose rénale	138
8. Lésions cutanées.....	142
a. Dermite ulcéreuse traumatique	141
b. Brûlures	142
9. Lordose.....	145
10. Œdème pulmonaire	147
11. Œdème généralisé (anasarque)	146
12. Malformations mineures observées chez les émergentes.....	152
13. Lésions liées à la captivité.....	153
IV. Bilan des différents contenus digestifs retrouvés lors des autopsies.....	154

1. Matériel et méthode.....	154
2. Résultats	155
a. Contenus stomacaux à base de poissons	153
b. Contenus stomacaux à base d'algues	153
c. Contenus stomacaux à base d'éponges.....	158
d. Cnidaires.....	158
e. Sables, graviers et coraux	159
f. Corps étrangers dus à la pollution humaine	159
g. Bilan	160
3. Diversification des aliments	162
a. Mise en culture d'algues : <i>Ulva lactula</i> et <i>Entomorpha flexuosa</i>	161
b. Ajout de concombre et de salade.....	162
c. Diversification des modes de distribution	162
i. Bloc de glaces	163
ii. Tube en PVC	162
d. Fréquence des repas, heure de distribution	163
e. Volume du bol alimentaire et quantité d'aliments à distribuer	163
CONCLUSION	167
BIBLIOGRAPHIE	169

Liste des figures

Figure 1 : Localisation de la Polynésie française et de l'île de Moorea (source : Gleizal, 1986)	14
Figure 2 : Bassins du centre de soins au sein de l'hôtel Intercontinental Resort and Spa de Moorea.....	22
Figure 3 : Diagramme des origines des tortues reçues à moins de six mois	25
Figure 4 : Diagramme des origines des tortues recueillies à plus de six mois.....	27
Figure 5 : Contention d'une tortue verte juvénile.....	33
Figure 6 : Mesure de la longueur curviligne d'une jeune juvénile (<i>Chelonia mydas</i>)	36
Figure 7 : Reste de vitellus chez une tortue verte émergente de 7 jours	43
Figure 8 : Plaie cervicale chez une tortue verte	51
Figure 9 : Plaie ouverte et suture chez une tortue imbriquée.....	51
Figure 10 : Plaie ouverte et suture chez une tortue imbriquée	52
Figure 11 : Système mise en place dans le centre de soins pour éviter l'érosion du plastron	54
Figure 12 : Gibbosité d'origine congénitale chez une tortue verte	56
Figure 13 : Blépharite observée chez une tortue verte juvénile présente actuellement au centre de soins	59
Figure 14 : Radiographie chez une tortue imbriquée : fracture du membre antérieur	61
Figure 15 : Rôle des nerfs crâniens chez la tortue, tests réalisables et réponses normales d'après MADDER, 1996 et SCHILLIGER, 1999 cité par MATTEIS, 2004.....	64
Figure 16 : Exemple de bague métallique.....	68
Figure 17 : Décollement des écailles imputable à un début de putréfaction chez une tortue verte.....	70
Figure 18 : Muqueuses de coloration grisâtre due à la putréfaction chez une tortue olivâtre.....	70
Figure 19 : Photographie de tortue verte présentant un bon état corporel.....	71
Figure 20 : Photographie de tortue verte présentant un état de cachexie.....	71
Figure 21 : Comparaison de deux état de putréfaction : carcasse de type D1 à gauche et de type D4 à droite	73
Figure 22 : Énophthalmie chez une tortue olivâtre	74
Figure 23 : Présence de pigments noirs au niveau du tissu adipeux chez une tortue verte juvénile.....	75
Figure 24 : Conformation externe du coeur chez une tortue verte.....	76
Figure 25 : Foie extériorisé de tortue verte.....	77
Figure 26 : Vésicule biliaire chez une tortue verte.....	78
Figure 27 : Aspect externe de la trachée d'une tortue verte.....	78
Figure 28 : Aspect physiologique du tube digestif extériorisé chez une tortue verte	79
Figure 29 : Aspect physiologique d'un segment de muqueuse oesophagienne chez une tortue verte.....	80
Figure 30 : Aspect physiologique de l'estomac chez une tortue verte émergente.....	81
Figure 31 : Coloration verdâtre du parenchyme intestinale due à la sécrétion de bile chez une tortue verte..	82
Figure 32 : Aspect normal de l'intestin grêle chez une tortue verte.....	82
Figure 33 : Aspect physiologique de la rate chez une tortue verte juvénile.....	83
Figure 34 : Aspect physiologique de coupe de rate chez une tortue verte juvénile	83
Figure 35 : Poumons après éviscération chez une tortue verte.....	83
Figure 36 : Aspect physiologique vessie pleine chez une tortue verte	84
Figure 37 : Reins d'aspect macroscopique normal chez une tortue imbriquée.....	85
Figure 38 : Ovaire chez une tortue verte mature sexuellement	86
Figure 39 : Testicule chez une tortue verte.....	86
Figure 40 : Bifurcation de l'aorte chez une tortue verte	87
Figure 41 : Coupe transversale de boîte crânienne chez une tortue verte	87
Figure 42 : Perforation d'environ 1 cm de diamètre au sommet du crâne à la jonction entre l'écaille frontopariétale et des deux écailles pariétales chez une tortue imbriquée (<i>Eretmochelys imbricata</i>) de 60,7 cm	90
Figure 43 : Perforation du crâne longitudinalement et de l'oeil gauche chez une tortue imbriquée (<i>Eretmochelys imbricata</i>).....	90
Figure 44 : Perforation par un harpon à main (<i>patia</i>) de la dossière et du poumon sous-jacent chez une tortue verte de longueur curviligne de 48 cm	91
Figure 45 : Lésions liées à l'étranglement du membre par un filet de pêche chez une tortue imbriquée (<i>Eretmochelys imbricata</i>) femelle de LCVi de 46 cm	92
Figure 46 : Amputation du membre antérieur chez une tortue verte femelle juvénile.....	93
Figure 47 : Présence d'algues à l'origine d'une impaction de l'oesophage chez une tortue verte	94

Figure 48 : Obstruction stomacale formée par un amalgame d'une sangle de masque de plongée et d'herbes séchées.....	95
Figure 49 : Obstruction intestinale chez une tortue verte.....	96
Figure 50 : Dilatation avec obstruction stomacale par des morceaux de plastiques utilisées pour les parcs à poissons.....	98
Figure 51 : Muqueuse stomacale congestionnée et hypertrophiée (dilatation stomacale).....	98
Figure 52 : Diverticule formé à proximité du cloaque chez une tortue verte de 8 mois.....	99
Figure 53 : Zones de couleur noire et présence de fibrine sur la muqueuse intestinale chez une tortue verte.....	102
Figure 54 : Tympanisme chez une tortue verte subadulte	102
Figure 55 : Tympanisme chez une tortue verte émergente.....	103
Figure 56 : Prolapsus cloacal chez une tortue verte juvénile (à gauche) et chez une émergente (à droite) ...	104
Figure 57 : Trématodes (<i>Pyelosomum</i> sp.)	105
Figure 58 : Schéma de <i>Pyelostomum recapitae</i> (Leydi, 1856), cité par Almor et al., 1989, en vue dorsale et ventrale.....	106
Figure 59 : Œufs de trématodes Spirorchides de gros diamètres dans la muqueuse stomacale chez une tortue verte.....	108
Figure 60 : Œufs de trématodes Spirorchides de petits diamètres disséminés dans la muqueuse intestinale chez une tortue verte	108
Figure 61 : Spirorchis (trématodes) en coupe longitudinale d'après FLYNN	110
Figure 62 : Atrophie et cicatrisation de l'oreillette gauche avec présence de parasites possible	112
Figure 63 : Trématodes spirorchides dans le parenchyme pulmonaire d'une tortue verte juvénile de 8 mois, en vue générale.....	112
Figure 64 : Trématodes spirorchides : coupe de parenchyme pulmonaire d'une tortue verte juvénile de 8 mois	113
Figure 65 : Œufs de <i>Diaschistorchis pandus</i> dans l'estomac d'une tortue imbriquée sub-adulte	114
Figure 66 : Estomac avec présence de larves de cestodes chez une tortue imbriquée sub-adulte.....	115
Figure 67 : Muscles pectoraux avec présence de larves de cestodes chez une tortue imbriquée sub-adulte ...	116
Figure 68 : Épipiontes chez une tortue verte juvénile	117
Figure 69 : Présence d'algues sur la dossière d'une tortue verte juvénile	118
Figure 70 : Atrophie du foie et cirrhose possible avec amaigrissement chez une tortue olivâtre femelle adulte	119
Figure 71 : Foie « muscade ».....	120
Figure 72 : Congestion vasculaire hépatique	122
Figure 73 : Abscès cutané en région cervical chez une tortue verte	123
Figure 74 : Abscès hépatiques multifocaux chez une tortue verte de 2 ans.....	124
Figure 75 : Abscès hépatiques miliaires chez une tortue verte de 5 mois, présentant également des abcès au niveau du parenchyme pulmonaire.....	125
Figure 76 : Abscès sur la vésicule biliaire.....	125
Figure 77 : Abscès pulmonaire en coupe chez une tortue verte.....	126
Figure 78 : Abscès pulmonaires chez une tortue verte.....	126
Figure 79 : Présence d'eau et de mousse à la coupe du parenchyme pulmonaire chez une tortue verte de 72 cm	128
Figure 80 : Présence de mousse à l'ouverture de la trachée chez une tortue verte de 72 cm	128
Figure 81 : Fibrose rénale chez une tortue verte mâle de 37,5 cm	130
Figure 82 : Nécrose des extrémités des membres postérieurs chez une tortue verte juvénile de 23 cm	133
Figure 83 : Dermate ulcéreuse chez une tortue verte juvénile	134
Figure 84 : Brûlure ou autre traumatisme chez une tortue olivâtre de 65 cm	135
Figure 85 : Lordose observée chez une tortue verte émergente	136
Figure 86 : Déformation de la carapace chez une tortue verte (<i>Chelonia mydas</i>) mâle de LCVi de 13,3 cm (courbe inversée)	136
Figure 87 : Gravure représentant une lordose sévère chez une tortue marine détenu au Muséum d'Histoire Naturelle de Paris (Mocquard, 1894)	137
Figure 88 : Déformation du squelette, atrophie du poumon droit et aspect replié du poumon gauche chez une tortue verte mâle de 13,3 cm	138
Figure 89 : Ascite généralisée chez une tortue verte présentant parallèlement des lésions hépatiques et rénales	141

Figure 90 : Oedème palpébral, cervical et de la zone péri-cloacale chez une tortue verte de 47 cm présentant un œdème généralisé	141
Figure 91 : Fibrose rénale chez une tortue verte de 47 cm présentant un œdème généralisé, potentiellement à l'origine d'une insuffisance rénale.....	142
Figure 92 : Atrophie et anomalie de couleur et de consistance du parenchyme hépatique chez une tortue verte de 47 cm présentant un oedème généralisé.....	142
Figure 93 : Anomalie de couleur sans signes d'inflammation chez une tortue verte émergente.....	143
Figure 94 : Absorption de l'ombilicus incomplète et micromélie chez une tortue verte émergente.....	144
Figure 95 : Acéphalie due à l'attaque par un prédateur chez une tortue verte émergente de quelques jours.....	144
Figure 96 : Algues de la famille des Turbinaria retrouvées dans l'estomac d'une tortue verte juvénile	148
Figure 97 : Dasya pylosa retrouvée dans l'estomac d'une tortue verte	149
Figure 98 : Éponges retrouvées dans l'estomac d'une tortue imbriquée juvénile.....	149
Figure 99 : Filaments de cnidaires retrouvés chez une tortue imbriquée	150
Figure 100 : Mélange de gravier et d'algues chez une tortue verte	150
Figure 101 : Fils plastiques retrouvés chez des tortues vertes.....	151
Figure 102 : Morceaux de plastique retrouvés chez une tortue verte juvénile.....	151
Figure 103 : Bloc de glace distribué à une tortue verte.....	155
Figure 104 : Tube en PVC pour introduire des légumes à la ration alimentaire (source : Georgia Sea Turtle Hospital)	156

Liste des tableaux

Tableau 1 : Nombre de tortues en fonction de leur devenir et de leur âge à l'arrivée.....	32
Tableau 2 : Espèces de tortues recueillies de plus de six mois en fonction de leur provenance.....	36
Tableau 3 : Répartition des sexes selon les espèces des cadavres autopsiés au centre de soins	37
Tableau 4 : Table des catégories d'âge selon la longueur curviligne et l'espèce (selon Petit, 2012).....	44
Tableau 5 : Zoonoses transmissibles par les tortues marines, leurs sources et les signes cliniques observés chez l'homme.....	46
Tableau 6 : Cas d'anorexie observée selon l'espèce et l'âge à l'arrivée.....	49
Tableau 7 : LCVi moyenne des tortues présentant un amaigrissement à l'examen clinique d'arrivée en fonction de l'espèce.....	53
Tableau 8 : Bilan des molécules analgésiques utilisables chez les tortues marines.....	60
Tableau 9 : Indice d'état corporel en relation avec l'interprétation visuelle subjective de l'état corporel chez la tortue verte (<i>Chelonia mydas</i>).....	81
Tableau 10 : Codes de stade de décomposition des carcasses en fonction des observations macroscopique selon (Rowles et al., 2001).....	82
Tableau 11 : Longueur curviligne initiale (LCVi) des individus arrivés morts ou morts au centre et présentant une ou plusieurs plaies.....	97
Tableau 12 : Localisation des plaies selon les espèces chez les tortues arrivées mortes ou mortes au centre de soins.....	98
Tableau 13 : Signes cliniques observés lors d'entérite en fonction de l'espèce.....	110
Tableau 14 : Signes cliniques observés lors d'abcès hépatique ou de la vésicule biliaire.....	133
Tableau 15 : Nombre d'individu dont le contenu a été identifié en fonction de l'espèce et de leur durée de séjour au centre de soins	154
Tableau 16 : Nombre de tortues ayant ingérées des algues en fonction de leur état à l'arrivée au centre et de l'espèce.....	156
Tableau 17 : Bilan des contenus stomacaux identifiables chez les tortues vertes autopsiées.....	161
Tableau 18 : Bilan des contenus stomacaux identifiables chez les tortues imbriquées autopsiées.....	162

Liste des abréviations

IUCN : International Union for Conservation of Nature

CE : Communauté Européenne

NOAA : National Oceanic and Atmospheric Administration

CAIRAP : Centre d'Analyses industrielles et de Recherche Appliquée pour le Pacifique

PV : Poids vif

ABC : Airway, Breathing, Circulation

LCVi : Longueur Curviligne initiale

LCV : Longueur Curviligne

TMOTM : Te Mana o Te Moana

Ca : Calcium

P : Phosphore

UV : Ultra Violet

ASAT : Aspartate amino transférase

LDH : Lactate déshydrogénase

ND : Nom déposé

PT : Protéines totales

ALAT : Alanine amino transférase

PAL : Phosphatase alcaline

GTMF : Groupe Tortues Marines France

INTRODUCTION

À l'heure actuelle, sept espèces de tortues marines subsistent à travers le monde dont cinq ont été observées en Polynésie française : la tortue verte (*Chelonia mydas*), la tortue imbriquée (*Eretmochelys imbricata*), la tortue caouanne (*Caretta caretta*), la tortue olivâtre (*Lepidochelys olivacea*) et la tortue Luth (*Dermochelys coriacea*).

Leur maturité sexuelle tardive, le fort taux de mortalité des nouveaux nés et la prédation des oeufs, contribuent à leur forte vulnérabilité malgré la forte prolificité de ces espèces. A cela s'ajoute les menaces liées directement ou indirectement à l'activité humaine auxquelles elles doivent de plus en plus faire face.

Dans le cadre de la conservation de ces espèces qui tendent à disparaître, les premiers centres de soins ont vu le jour en Polynésie. Il n'en existe plus que deux aujourd'hui : l'un sur l'île de Moorea et l'autre à Bora Bora. Les données concernant la pathologie des tortues marines sont donc très restreintes sur ce territoire. L'objectif de cette étude est de dresser un bilan des principales affections retrouvées chez les tortues recueillies à la Clinique de Moorea (tortues vertes et imbriquées en grande majorité). Les tortues marines étant des espèces philopatriques (Frazier, 1984), les individus reçus au centre représentent donc un petit échantillon de la population présente en Polynésie. Ce travail revêt également un intérêt pratique puisqu'il permet de donner les différents traitements ou conduites à tenir pour certains symptômes couramment rencontrés au centre, grâce à des données bibliographiques obtenues dans la littérature mais aussi celles récoltées via d'autres centres de soins ou vétérinaires spécialisés.

Cette étude s'étale sur une période allant de septembre 2004 (création du centre) à décembre 2013. Les données sur la pathologie ont été collectées dans les archives de l'association *Te mana o te moana* qui gère la Clinique puis directement selon les différents cas reçus les six derniers mois de cette étude. Elles comprennent les fiches individuelles de suivi des animaux et certains comptes rendus d'autopsies.

Dans une première partie nous présenterons brièvement l'état actuel des populations de tortues marines en Polynésie française ainsi que le centre de soins de Moorea, lieu de cette étude. Puis nous nous intéresserons aux différents symptômes observés et à leurs soins. Enfin la troisième partie sera consacrée au bilan des lésions retrouvées lors d'autopsies, aux

diagnostics, examens complémentaires et traitements qui auraient pu être mis en place dans certains cas ainsi qu'aux contenus stomacaux observés.

Première partie :

Présentation du centre de soins pour tortues marines de Moorea

I –État actuel de la population de tortue marine de Polynésie française

1. Situation géographique

Collectivité française d’Outre mer située dans l’océan Pacifique sud, la Polynésie française se compose de 118 îles (34 îles hautes volcaniques et 84 atolls) réparties sur une surface de 3430 km² entourée de 12800 km² de récifs coralliens, dispersées sur environ 5 millions de km² et répartie en 5 archipels :

- L’archipel de la Société qui comprend les îles du vent (Tahiti, Moorea, Tetiaroa) et les îles sous le vent (Bora Bora, Maupiti, Raiatea, Tahaa et Huahine).
- L’archipel des Tuamotu
- L’archipel des marquises
- L’archipel des Australes

La Clinique des tortues, lieu de cette étude se situe au Nord Ouest de l’île de Moorea dans l’archipel de la Société. Moorea appartient à l’archipel de la Société et représente la deuxième île de Polynésie de par sa population. Située 17 km au Nord Ouest de Tahiti, elle possède une superficie de 132 km².

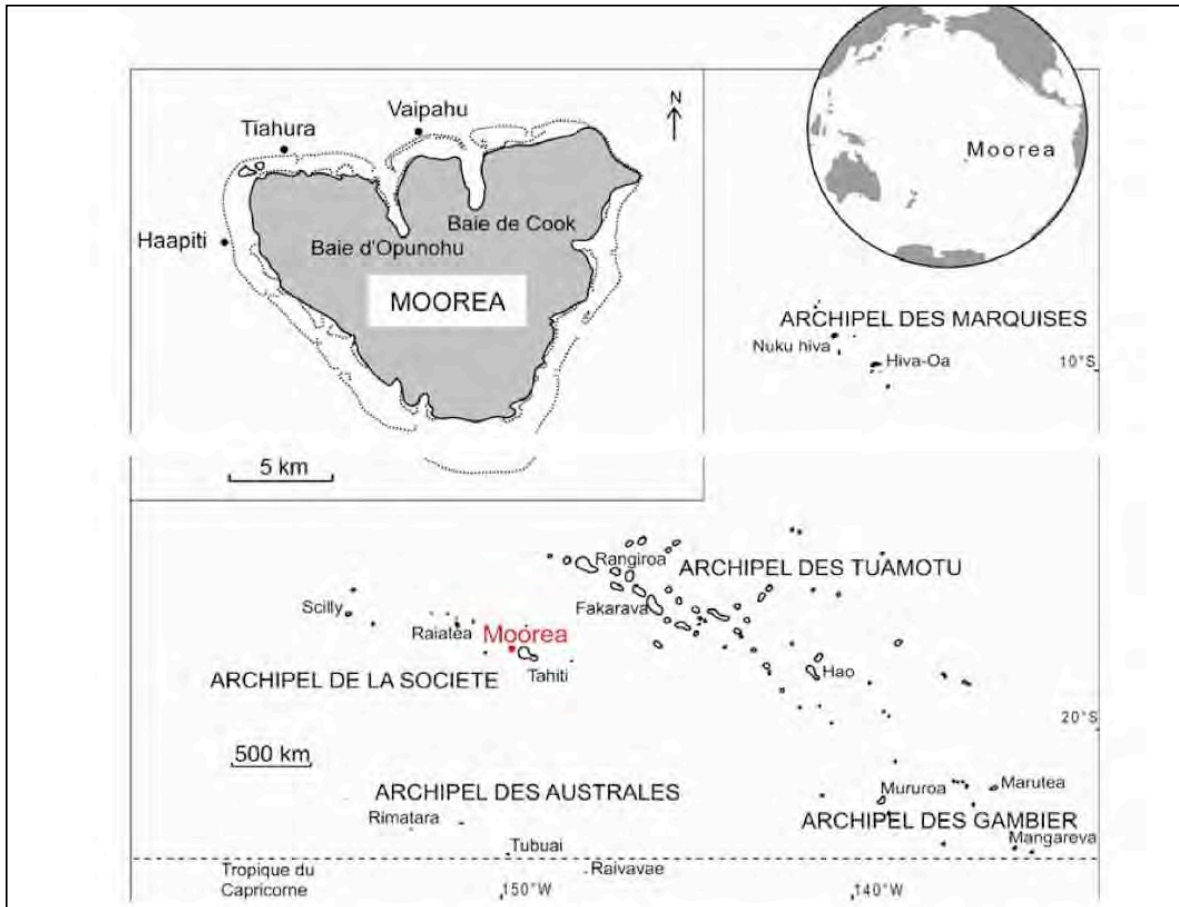


Figure 1 : Localisation de la Polynésie française et de l'île de Moorea (source : Gleizal, 1986)

2. Espèces présentes

Quatre des sept espèces de tortues marines qui subsistent à travers le monde ont été observées au centre de soins de Moorea : la tortue verte (*Chelonia mydas*), la tortue imbriquée (*Eretmochelys imbricata*), la tortue olivâtre (*Lepidochelys olivacea*) et la tortue caouanne (*Caretta caretta*). A l'heure actuelle ces quatre espèces sont menacées d'extinction et sont classées en danger critique d'extinction (*Eretmochelys imbricata*), en danger d'extinction (*Chelonia mydas* et *Caretta caretta*) ou vulnérable (*Lepidochelys olivacea*) par l'IUCN (International Union for Conservation of Nature). On notera que les deux espèces les plus

représentées dans cette étude sont la tortue verte très largement majoritaire (87% des tortues recueillies) et la tortue imbriquée (11% des tortues recueillies).

3. Menaces existantes

Depuis des milliers d'années, comme dans de nombreux autres états insulaires, les polynésiens chassent les tortues marines pour subvenir à leurs besoins. La chasse traditionnelle porte essentiellement sur les tortues vertes (*Chelonia mydas*) et sur les tortues imbriquées (*Eretmochelys imbricata*) qui représentent une source de protéine importante pour ces populations.

A l'origine, les tortues étaient protégées et considérées comme un don des ancêtres défunts. Leur consommation était destinée à réconcilier l'homme avec la nature et les dieux et seuls les hommes les plus puissants étaient autorisés à consommer ce met « sacré des dieux » (Henry, 1928 ; Brikké 2009). Elles servaient également à la fabrication d'outils et d'objets décoratifs dans la culture océanienne. Cependant, dans les années 1890, le roi Pomaré V leva cet interdit religieux et décréta que tout polynésien était autorisé à manger de la tortue. A partir du 19^{ème} siècle, l'augmentation de la population liée à l'exploitation de coprah fut à l'origine d'une diminution des stocks de tortues marines et de la fréquentation des zones de reproduction comme Scilly, Mopelia ou Maupiti (Leach et al., 1984). Dans de nombreuses régions du Pacifique la chasse traditionnelle a été remplacée par la chasse commerciale. A titre d'exemple, 1000 tortues adultes par an ont été capturées entre 1952 et 1969 sur l'atoll de Scilly puis revendu sur le marché de Tahiti.

Depuis 1971 les tortues vertes et imbriquées sont considérées comme des espèces protégées en Polynésie. Les premiers actes de braconnage ont alors vu le jour (Hirth, 1971) et alimentent aujourd'hui le marché noir. Les œufs, les carapaces ainsi que la graisse, utilisée pour la fabrication de remèdes et de cosmétiques traditionnels (en particulier au Japon) sont toujours très recherchés sur le marché international.

L'aménagement et la destruction des sites de pontes et des aires d'alimentation par l'activité humaine sont également en cause dans la diminution du nombre de tortues en Polynésie. L'érosion des plages (naturelle ou provoquée par l'homme) et l'accrétion font parti des causes de fortes mortalité sur les nids par modification de la nidification (Hirth et Ogren, 1990).

Les lumières artificielles interviennent dans la désorientation des émergentes, les exposent la prédation et à une déshydratation (Larissa et Lohmann, 2003) et découragent souvent les adultes à venir pondre sur ce type de plage. Ainsi les événements de pontes sont devenus sporadiques voire inexistants sur des îles comme Tahiti ou Moorea.

La prédation est particulièrement importante sur les plages de ponte et les prédateurs naturels très nombreux au stade œufs et nouveaux nés : insectes, crustacés, mammifères, lézards, oiseaux marins.

4. Législation et mesures de protection des tortues marines

a. Accords multilatéraux applicables aux tortues

i. Les régimes généraux de protection juridique des tortues marines

- Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction (CITES), Washington, 1973

Adopté le 3 mars 1973, cette convention pose comme principe que tout commerce international de spécimens inscrits dans des listes figurant en annexe (en fonction de l'état de conservation de l'espèce) de la convention doit satisfaire à des réglementations précises (articles 3, 4 et 5). Les tortues marines figurent toutes à l'annexe I (espèces menacées d'extinction), leur commerce n'est autorisé qu'à titre exceptionnel, tout comme l'exportation, la réexportation, l'importation et l'introduction en provenance de la mer.

- Convention de Bonn sur la conservation des espèces migratrices appartenant à la faune sauvage, 1979

Entrée en vigueur le 1er novembre 1983, elle assure la conservation des espèces migratrices terrestres, marines et aériennes sur l'ensemble de leur aire de répartition. L'annexe I (espèces migratrices menacées), comporte toutes les espèces de tortues marines à l'exception de la tortue à dos plat. Pour ces dernières, les États sont incités à restaurer les habitats importants pour écarter le danger d'extinction et à lutter contre les effets d'activités constituant pour les espèces une gêne sérieuse à la migration et lutter contre d'autres facteurs

comme l'introduction d'espèces exotiques et à interdire les prélèvements d'animaux sauf dérogation (fins scientifiques en vue d'améliorer la propagation ou la survie de l'espèce, satisfaire les besoins des populations locales dans le cadre d'une économie traditionnelle de subsistance ou en raison de circonstances exceptionnelles non précisées). L'annexe II (« espèces migratrices dont l'état de conservation est défavorable et qui nécessite la conclusion d'accords internationaux pour leur conservation et leur gestion ») comprend la tortue luth et la tortue verte.

- Convention de Berne relative à la conservation de la vie sauvage et du milieu naturel de l'Europe, 1979

La convention s'applique au territoire métropolitain mais aussi à ses territoires d'outre mer s'il le décide. Comme les autres conventions, elle dresse en annexe des listes d'espèces : la tortue caouane, la tortue luth, la tortue verte, la tortue imbriquée et la tortue de Kemp, à l'exclusion de la tortue olivâtre et de la tortue à dos plat, figure dans l'Annexe II (espèces de faune strictement protégées).

Les obligations générales (*articles 2 à 4, 10 et 11*) « recommandent » d'adopter des mesures appropriées à la conservation des espèces et des habitats. L'article 6 interdit les captures, la détention, la mise à mort intentionnelle, la détérioration ou la destruction intentionnelle des sites de reproduction et des aires de repos, la perturbation de la faune, notamment pendant la période de reproduction, la destruction, le ramassage et la détention des oeufs et enfin la détention et le commerce interne d'animaux vivants ou morts, y compris naturalisés mais des dérogations sont possibles.

- Convention sur la diversité biologique (CDB), Rio de Janeiro, 1992

On estime que cette convention est la plus globale dans son approche de la conservation de toutes les espèces végétales, animales et même microbiennes de la planète. Elle a trois principaux objectifs :

- la conservation de la diversité biologique
- l'utilisation durable de ses éléments
- le partage juste et équitable des avantages découlant de certaines utilisations

- Protection des tortues marines dans le cadre du Programme des Nations Unies pour l'Environnement sur les mers régionales

Ce programme couvre actuellement treize mers régionales dont la *Convention sur la protection des ressources naturelles et de l'environnement de la région du Pacifique Sud, Nouméa, 1986*

Entrée en vigueur le 22 août 1990, regroupe 26 parties contractantes dont la Polynésie Française et la Nouvelle-Calédonie. Comme les autres conventions des mers régionales, elle constitue une convention cadre devant être complétée par des protocoles additionnels. Il est donc prévu que les parties contractantes adoptent également un protocole concernant les aires spécialement protégées et la vie sauvage, mais celui-ci n'a pas encore vu le jour.

- Code de conduite pour une pêche responsable, FAO 1995

Le premier principe de ce code est l'obligation des États et des utilisateurs des ressources bioaquatiques de "conserver les écosystèmes aquatiques". Il note expressément que "le droit de pêcher implique l'obligation de le faire de manière responsable afin d'assurer effectivement la conservation et la gestion des ressources bioaquatiques". Les États doivent appliquer le principe de précaution, notamment aux fins de préservation de l'environnement aquatique.

Le code est également le principal document international établissant le rapport entre les objectifs de conservation et les engins de pêche en haute mer. Il note que "des engins et pratiques de pêche sélectifs et respectueux de l'environnement devraient être mis au point et utilisés, dans la mesure du possible, pour préserver la biodiversité et conserver la structure des populations et les écosystèmes aquatiques." Il aborde également expressément la question des "effets négatifs sur des espèces associées ou dépendantes, en particulier sur les espèces menacées d'extinction". Une consultation d'expert a été réalisée en 1995, abordant spécifiquement l'interaction des tortues marines avec la pêche.

ii. La protection des tortues marines, objet d'instruments particuliers

- Convention interaméricaine pour la protection et la conservation des tortues marines 1996

Signée à Caracas le 1^{er} décembre 1996, elle est ouverte à la signature de tous les États d'Amérique du Nord, du Sud, Centrale, des Caraïbes ainsi qu'aux États qui ont des territoires continentaux ou insulaires dans la région tels que la France, les Pays-Bas et le Royaume-Uni.

Elle s'applique aux territoires terrestres des parties, aux eaux du Pacifique, de l'Atlantique, du Golfe du Mexique et des Caraïbes dans lesquelles les États exercent leur juridiction ainsi qu'aux navires battant leur pavillon. Signée par douze États et ratifiée par neuf, la Convention est entrée en vigueur le 2 mai 2001. Les mesures de protection des tortues marines sont prévues à l'article IV.2 de la Convention et détaillées sur le site officiel.

- Règlement (CE) n° 338/97 du Conseil, du 9 décembre 1996, relatif à la protection des espèces de faune et de flore sauvages par le contrôle de leur commerce

Cette substitution a pour but de mieux protéger les espèces de faune et de flore sauvages, menacées par le commerce ou susceptibles de l'être, en tenant compte des connaissances scientifiques acquises et de la structure actuelle des échanges.

- Directive 92/43 d u 20 Mai 1992, dite « habitats » concernant la conservation des habitats naturels ainsi que la faune et la flore sauvage

Cette directive, dénommée directive « Habitats », vise à contribuer au maintien de la biodiversité dans les États membres en définissant un cadre commun pour la conservation des plantes et des animaux sauvages et des habitats d'intérêt communautaire. La tortue verte ainsi que la tortue caouanne font parti des espèces prioritaires figurant à l'annexe II de la directive. Cette annexe concerne les espèces de faune et de flore d'importance communautaire et vise la réalisation d'un réseau cohérent de zones spéciales de conservation.

b. Réglementation propre à la Polynésie française

Pour les tortues de Polynésie française, la délibération N° 71-209 du 23 décembre 1971 réglemente la pêche de la tortue de mer (*Chelonia mydas*) dans le territoire de la Polynésie française.

Le livre I du code de l'environnement de la Polynésie française (Arrêté n°1843 CM du 15 décembre 2003 porte la codification des réglementations territoriales en matière d'environnement, créant le code de l'environnement de la Polynésie française, et modifie le code de l'aménagement de la Polynésie française).

La délibération n°90-83 AT du 13 Juillet 1990 relative à la protection des tortues marines en Polynésie française, vise à protéger les espèces suivantes : tortue verte, imbriquée et luth. Des dérogations sont possible concernant la capture et la détention de tortues marines, la collecte et la détention des oeufs ainsi que pour l'aquaculture. Les dérogations sont accordées par le ministre chargé de la mer.

II – Présentation du centre de soins de Moorea

1. Histoire et gestion de la Clinique des tortues

Fondée le 23 septembre 2004 avec l'aide du Ministère en charge de l'environnement, la Clinique des tortues marines de Moorea a pour but de recueillir les tortues blessées, malades ou saisies par les autorités avant de les relâcher. Le centre est aussi en charge des autopsies des tortues retrouvées mortes sur le territoire. Gérée par l'association *Te mana o te moana*, association à but non lucratif (loi de 1901), agréée au titre de l'article L.621-1 du code de l'environnement dans le cadre territorial depuis 2008 et reconnue d'intérêt général, elle a pour but de protéger et de sensibiliser le public au milieu marin. Elle est également membre de l'IUCN et membre fondateur du Réseau Océan Mondiale.

L'équipe permanente est composée du docteur vétérinaire Cécile Gaspar, présidente de l'association, de Richard Bailey, secrétaire de l'association et propriétaire des hôtels Intercontinental, de Yann Panheleux, trésorier, de Matthieu Petit, biologiste marin et de Vie Jourdan, coordinatrice et éducatrice en charge des animations.

2. Autres domaines d'action dans le cadre de la conservation des tortues marines

Dans le cadre d'un programme général de sauvegarde des tortues marines en Polynésie française, l'association a mise en place d'autres actions en plus du centre de soins.

a. Suivi des sites de pontes

Chaque année depuis 2005, des collectes de données sont réalisées sur les sites de pontes de tortues vertes des îlots de Tetiaroa, atoll situé à quelques kilomètres de Moorea. Différents facteurs environnementaux sont étudiés tels que la température des nids ou le nombre d'œufs éclos. Lors de ces suivis, les émergentes trouvées apathiques au fond des nids ou n'ayant pas réussi à émerger sont récupérées. Les plus vigoureuses sont relâchées directement alors que celles incapables de rejoindre le lagon sont amenées à l'association.

b. Observatoire des tortues marines en Polynésie française et marquage satellite

La mise en place d'un Observatoire permet d'impliquer plus concrètement les populations locales par l'apport de données sous forme de formulaire à remplir avec l'aide de supports tels que des fiches d'identification des espèces de tortues ou de guides méthodologiques. La Polynésie française étant un vaste territoire, cet outil permet aux polynésiens des îles les plus reculées de pouvoir également participer.

Toutes les tortues relâchées sont systématiquement baguées aux deux nageoires antérieures. Certaines bénéficient en plus d'un marquage satellite permettant d'obtenir des informations sur leur déplacement jusqu'à plusieurs mois après leur relâcher et de comprendre ainsi leur répartition et leur migration. Le suivi par balise satellite est ensuite effectué par la NOAA (National Oceanic and Atmospheric Administration). On notera qu'avant l'année 2010, les déplacements des tortues imbriquées n'avaient jamais été étudiés, or cette espèce est relativement commune en Polynésie. Cependant, ce procédé est relativement coûteux et toutes les tortues ne peuvent donc pas en être équipées.

c. Programmes éducatifs

Une salle éducative, le « fare moana » a été créée en 2010 au sein de l'association afin de sensibiliser les jeunes polynésiens à la protection des tortues et autres espèces marines à travers différents programmes pédagogiques de sensibilisation. En trois ans, 30 000 scolaires y ont déjà été accueillis avec leurs enseignants.

3. Conditions de vie et gestion des tortues en captivité

a. Habitat

Les locaux situés au sein de l'hôtel Resort and Spa de Moorea se composent d'une lagune divisée en bassin de réhabilitation et en quatre nurseries, d'une salle humide (salle de soins), d'un bureau et d'une salle pour les activités éducatives.

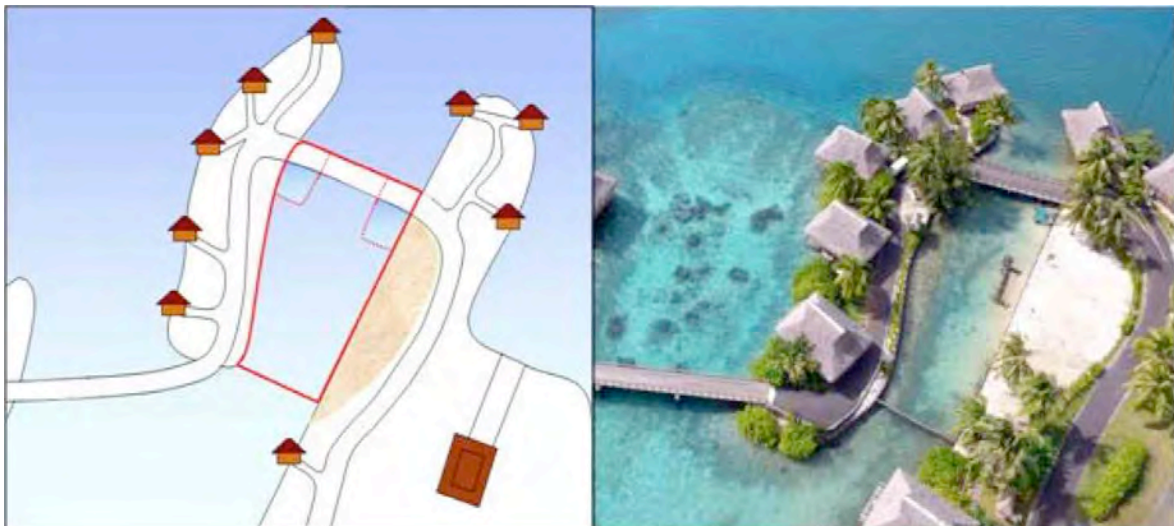


Figure 2 : Bassins du centre de soins au sein de l'hôtel Intercontinental Resort and Spa de Moorea
(Source : Te mana o te moana)

La salle de soins est consacrée à la mise en quarantaine des individus à leur arrivée et aux soins à sec. Une partie est également destinée aux stockages des aliments. Par manque de place, le stockage des cadavres et les autopsies sont réalisées dans cette même pièce. Les nurseries sont réservées aux juvéniles et aux animaux nécessitant des soins quotidiens.

Les bassins sont en relation directe avec le lagon et le renouvellement de l'eau est réalisé en flux continu permettant ainsi de limiter la prolifération des agents pathogènes. L'eau usée est ainsi rejetée vers le lagon puis entraînée vers le large par les courants. Des contrôles bactériologiques sont réalisés régulièrement par un laboratoire d'analyses (CAIRAP) afin de vérifier la qualité sanitaire de l'eau.

b. Alimentation

Les émergentes sont nourries 4 fois par jour tous les jours jusqu'à l'âge de deux mois puis la fréquence des repas diminue progressivement jusqu'à atteindre une fois par jour, avec un à deux jours de jeûne par semaine chez les juvéniles, les sub adultes et les adultes. L'alimentation de tous les individus du centre est composée de sardines, de capelans ou de hareng à 50% et de calmars à 50%, distribués en morceaux (filet du poisson ou calmars éviscérés) ou entier selon la taille des individus. Tous les aliments sont reçus congelés et décongelés 24 heures avant leur distribution afin de limiter les risques de transmission de larves *Anisakis* sp de type I à l'origine d'ulcères hémorragiques au niveau de la jonction pyloroduodénale chez les tortues marines (Burke et Rodgers, 1982). Les calmars plus riches en eau sont aussi moins énergétiques que les poissons et présentent un fort taux de phosphore et une faible teneur en calcium. Une alimentation exclusive à base de calmars ne permet pas de couvrir les besoins en calcium (Goldman et al.) et ces derniers sont donc systématiquement associés à du poisson. Cependant cet aliment est facilement accepté par de nombreuses espèces et représente une aide précieuse chez les tortues dysorexiques.

La capacité d'ingestion mesurée sur les tortues présentes au centre lors de cette étude serait en moyenne de 5,2% du poids vifs (PV) chez les tortues vertes et de 2,5% du poids vifs chez les tortues imbriquées. A l'heure actuelle les tortues qui s'alimentent normalement ont toutes une prise de poids positive entre le début et la fin de leur passage au centre de soins. Cependant le besoin énergétique chez les tortues marines n'a jamais été évalué jusqu'à maintenant, il est donc difficile d'évaluer si les rations distribuées ne sont pas trop riches.

III – Animaux inclus dans cette étude

1. Données générales

Actuellement, 339 tortues ont été recueillies à la Clinique des tortues de Moorea dont 211 reçues à moins de six mois et 128 reçues à plus de six mois. Parmi elles, 18 sont arrivées mortes, 202 sont mortes au centre de soins, 131 ont été relâchées et 6 étaient encore présentes.

Tableau 1 : Nombre de tortues en fonction de leur devenir et de leur âge à l'arrivée

	< 6 mois	> 6 mois	Total
Arrivées mortes	1	17	18
Mortes au centre	142	57	202
Relâchées	65	66	131

Les individus sont relâchés lorsque certains critères sont respectés : tous les traitements thérapeutiques doivent être arrêtés depuis plus de deux semaines, la tortue doit pouvoir être capable de s'immerger normalement et avoir un appétit correct avec une prise de poids régulière.

2. Tortues reçues à moins de six mois

Les tortues reçues à moins de six mois proviennent pour la majorité de l'atoll de Tetiaroa à 69% (143 individus) puis on trouve celles en provenance de Tikehau à 11% (22 individus) et de Tahiti à 7% (15 individus).

Chez les tortues de moins de six mois (59% des individus recueillis) on trouvera exclusivement des tortues vertes (*Chelonia mydas*). En effet, certaines îles de Polynésie française comme Scilly, (Balazs, 1995), Mopelia, Bellinghaussen, Tupai (Hirth, 1971) ou Tetiaroa (Petit et al., 2012) ont été identifiées comme des zones de pontes pour tortues vertes. A l'exception d'un site de ponte de tortue imbriquée à Reao (Petit et al., 2012), la tortue verte est la seule espèce à venir pondre en Polynésie. Les nouveaux nés et juvéniles des trois autres

espèces de tortues marines observées au centre ne sont donc à priori pas présents sur ce territoire.

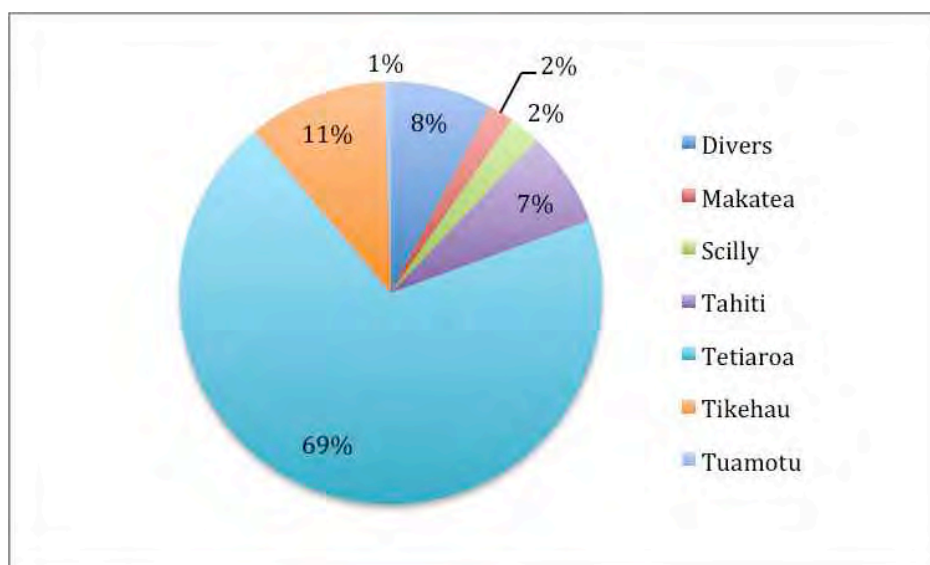


Figure 3 : Diagramme des origines des tortues reçues à moins de six mois

Les gonades étant peu développées chez les très jeunes tortues, la différenciation sexuelle est complexe et seules dix d'entre elles ont pu être sexées lors des autopsies dont 3 mâles et 7 femelles. Les tortues sexées proviennent toutes de l'atoll de Tetiaroa donc du même site de ponte et d'un nombre très limité de nids. Cet échantillon étant de petite taille, il ne sera donc à priori pas représentatif du sexe ratio chez cette espèce.

Si on s'intéresse au taux de mortalité de cette catégorie d'individu à Tetiaroa : sur les 142 individus reçus, 100 sont décédés pour seulement 42 tortues relâchées. On obtient donc un taux de mortalité de 70%. Dans le cas de Tahiti, on trouve également un taux de mortalité élevé de 93,3% (14 individus décédés pour 1 individu relâché). En revanche, la tendance est inversée pour les émergentes recueillies depuis Tikehau avec un taux de survie élevé (77,3%) dont 17 individus relâchés pour 5 individus décédés. Cet échantillon étant très faible et les 17 tortues ayant été recueillies à la même période, il n'est donc pas représentatif de la population présente sur ce site. Ces différences ne sont cependant pas liées à la provenance des individus mais plutôt au contexte de la récupération de ces émergentes. Dans le cas de Tetiaroa le taux de mortalité s'explique par l'état de santé des tortues recueillies souvent apathiques ou présentant des malformations diverses. A Tikehau, il s'agit d'émergentes récupérées dans un parc à poissons lors d'une perquisition de gendarmerie et qui avaient toutes été probablement

recueillies par le propriétaire du parc à l'émergence. Ces dernières ont été capturées alors qu'elles devaient être en bonne santé et auraient été capable de rejoindre seules l'océan.

3. Tortues reçues à plus de six mois

Parmi les tortues reçues à plus de six mois (41% des individus reçus), 99 d'entre elles étaient des tortues vertes (*Chelonia mydas*) soit 69,2%, 39 tortues imbriquées (*Erethmochelys imbricata*) soit 27,3%, 1 tortue caouanne (*Caretta caretta*) soit 0,7% et 3 tortues olivâtres (*Lepidochelys olivacea*) soit 2,8%.

Les tortues recueillies à plus de six mois proviennent à 89,5% de l'archipel de la Société avec 35% en provenance de Moorea, 27% du Méridien de Bora Bora, 10% de Tahiti, 5% de Bora Bora, 2% de Raiatea, 5% de Tahaa et 1% de Mopelia. Une des tortues est d'origine inconnue.

Un forte proportion des tortues autopsiées (38% des tortues autopsiées de plus de six mois et 12% des tortues arrivées mortes) ont été recueillies par un autre centre de soins (le seul autre présent en Polynésie française à l'heure actuelle, créé en 2000 au sein de l'hôtel « Le Méridien » sur l'île de Bora Bora) puis ont été transférées à la Clinique de Moorea. Ce centre de protection des tortues marines ne possédait pas d'équipe vétérinaire ou de biologistes marins et envoyait donc systématiquement au centre de soins de Moorea, tous leurs pensionnaires dont l'état de santé devenait préoccupant. Ces tortues proviennent pour la plupart des îles de Scilly et de Mopelia mais en proportion inconnue.

L'acheminement des tortues en provenance d'îles éloignées est réalisé par fret aérien grâce à un partenariat avec Air Tahiti. Les tortues en provenance de Tetiaroa sont ramenées par catamaran lors des suivis de sites de pontes annuels et celles en provenance de Tahiti ou Moorea arrivent directement à la Clinique. On notera que le mode d'acheminement ainsi que la durée du transport et la contention réalisée par les personnes ayant découvert la tortue peut avoir une influence non négligeable sur son état de santé à son arrivée.

Parmi les tortues arrivées mortes, onze d'entre elles sont originaires de Moorea, 1 individu de Bora Bora, 1 en provenance de Tahiti, 1 émergente recueillie à Tetiaroa et 2 individus d'origine inconnue. Le transport de cadavres difficilement réalisable depuis des îles lointaines (conservation difficile en climat tropical, faible fréquence des vols, réglementation,...) pourrait expliquer le fait que pour des raisons de praticité, toutes les tortues arrivées mortes soient originaires de l'archipel de la Société.

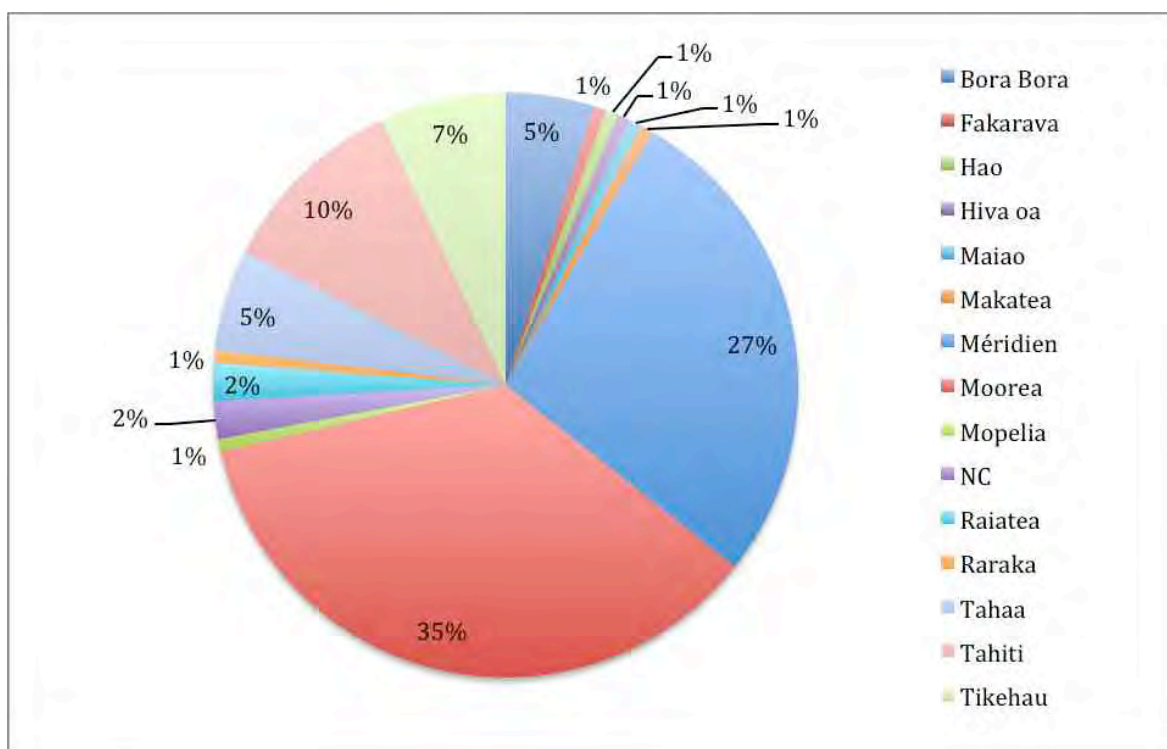


Figure 4 : Diagramme des origines des tortues recueillies à plus de six mois

Les tortues retrouvées dans les Tuamotu (10% soit 14 individus) sont exclusivement des tortues vertes et se divisent en 5 destinations : Tikehau avec 9 individus, Fakarava avec 1 individu, Hao avec 1 individu, Makatea avec 1 individu et Raraka avec 1 individu. L'origine de la dernière tortue en provenance de cet archipel n'a pas pu être déterminée par manque d'information à son arrivée. L'origine des tortues par archipel nous indique que l'archipel de la Société (90% des individus) est le plus représenté ici, on peut donc se demander si ce fort pourcentage est dû au fait que le centre de soins se situe au sein de ces îles ou si le nombre d'affections sévères est effectivement le plus élevé dans cette région. On remarquera ainsi que les îles les plus éloignées de Moorea sont celles qui envoient le moins de tortues malades.

Tableau 2 : Espèces de tortues recueillies de plus de six mois en fonction de leur provenance

Provenance	Nombre de tortues reçues	<i>Chelonia mydas</i>	<i>Eretmochelys imbricata</i>	<i>Lepidochelys olivacea</i>	<i>Caretta caretta</i>
Archipel de la Société					
Méridien de Bora					
Bora (origine inconnue)	39	38	1	0	0
Moorea	51	28	22	1	0
Tahiti	15	8	6	0	1
Bora Bora	7	3	3	1	0
Mopelia	1	1	0	0	0
Tahaa	8	4	3	1	1
Raiatea	3	2	1	0	0
Maiao	1	1	0	0	0
Archipel des Tuamotu					
Hao	1	1	0	0	0
Tikehau	10	9	1	0	0
Fakarava	1	0	1	0	0
Raraka	1	1	0	0	0
Makatea	1	1	0	0	0
Archipel des Marquises					
Hiva oa	1	1	0	0	0

Parmi les cadavres autopsiés au centre de soins, 35 ont pu être sexés dont 17 tortues vertes, 17 tortues imbriquées et 1 tortue olivâtre. La putréfaction trop avancée des gonades ou le manque de maturation des organes génitaux ont été les principaux freins à la différenciation sexuelle sur certains cadavres.

Tableau 3 : Répartition des sexes selon les espèces des cadavres autopsiés au centre de soins

	Nombre de femelles	Nombre de mâles	Total
<i>Chelonia mydas</i>	12	5	17
<i>Eretmochelys imbricata</i>	15	2	17
<i>Lepidochelys olivacea</i>	1	0	1

Deuxième partie :

Bilan des affections des tortues marines recueillies à Moorea par symptômes et leurs soins

Dans ce bilan nous nous intéresserons exclusivement aux affections rencontrées chez les 362 tortues recueillies au centre de soins. Un réseau de collecte et d'échange de données vétérinaires a été créé entre les différents centres de soins francophones et certains vétérinaires spécialisés en chéloniens à travers le monde. Il permet de partager les cas cliniques les plus intéressants, d'enrichir les méthodes diagnostiques, les examens complémentaires ou les traitements mis en place mais aussi d'obtenir de nouvelles données sur les protocoles de soins utilisés dans les autres structures.

I- Particularité de l'examen clinique chez les tortues marines

Lors de l'admission d'une tortue en urgence un examen clinique complet est effectué rapidement. Une démarche de type ABC (Airway, Breathing, Circulation) est dans un premier temps réalisée afin de vérifier l'intégrité des voies respiratoires. Néanmoins, on notera que l'hypoxie est un problème moins crucial chez les tortues que chez les mammifères.

Dans les cas critiques le vétérinaire doit faire une évaluation rapide. Certaines affections peuvent nécessiter un traitement immédiat sans évaluation préalable tels que les saignements actifs, un état général débilité ou les fractures de carapaces. Certaines manœuvres consistant à mettre la tête de la tortue en partie déclive permettent aux exsudats pulmonaires d'être expulsés ce qui améliore sensiblement son état respiratoire.

1. Examen clinique à distance

L'examen clinique doit d'abord être réalisé à distance. La tortue est laissée libre dans un bac ce qui permet d'évaluer sa mobilité et sa vigilance. Son attitude (port de tête, vivacité), sa condition corporelle, la locomotion (nage, plongée, flottaison (uni ou bilatérale) seront appréciés.

Des globes oculaires enfoncés, une sécheresse lacrymale ou une cavité buccale sèche avec des muqueuses collantes attestent sûrement d'une déshydratation. Il est à noter qu'une tortue cachectique présente des paramètres cliniques similaires donc ces critères sont à mettre en relation avec l'indice d'état corporel de la tortue. L'examen clinique étant une manière empirique d'évaluer la déshydratation, la meilleure manière de l'objectiver est de faire une prise de sang. Il faut noter que la vessie des tortues peut leur servir de volant hydrique ce qui minore largement les déséquilibres sanguins éventuels. L'évaluation correcte serait de réaliser l'évaluation du statut hydrique lorsque la vessie est vide, ce qui n'est évidemment pas possible en pratique.

2. Méthode de contention

Les tortues marines présentent l'avantage de ne pas nécessiter de contention chimique la plupart du temps. La contention sera réalisée de manière différente selon la taille et le poids de la tortue à manipuler. Pour les nouveaux nés et les tortues de petites tailles la contention pourra être réalisée à une seule main en maintenant la jeune tortue entre le pouce côté plastron et les autres doigts posés sur la dossière ou en posant la paume de la main sur la dossière.



Figure 4 : Contention d'une jeune juvénile
(*Chelonia mydas*) (source : Te mana o te moana)

Lors de l'examen clinique, l'observation du plastron sera réalisée en mettant la tortue sur le dos avec une main derrière sa tête afin de soutenir la nuque.

Concernant les tortues adultes ou les juvéniles de plus grandes tailles, la contention se fera par la carapace : à l'arrière de la nuque avec une main pour éviter les morsures potentiels et sur la partie marginale caudale de la dossière avec l'autre main. Il s'agira ensuite de maintenir la tortue à bout de bras, à une distance suffisante pour éviter les coups de nageoires. On peut placer la tortue en décubitus ventral sur un récipient cylindrique (pneu,...) ou directement dans un bac ou une piscine.



Figure 5 : Contention d'une tortue verte juvénile (source : Te mana o te moana)

3. Examen clinique rapproché

L'examen clinique rapproché chez les tortues marines est similaire à celui réalisé chez les mammifères. On s'attardera cependant sur certains points :

- voies aériennes supérieures : bruits respiratoires à proximité des narines, de râles, de sifflements, prendre la fréquence respiratoire
- bec : ptyalisme, présence éventuelle de corps étrangers (sac plastique, filet, hameçon,...), anomalie à l'ouverture, couleur des muqueuses
- yeux : énoptalmie, épiphora, perforation/exorbitation, réflexe cornéen et réflexe à la menace
- peau et écailles : présence de plaies (flèche ou trace de flèche, évaluer la profondeur des lésions), signes d'hémorragies, présence de corps étrangers au niveau de la plaie, traces de morsures, de déformations, présence de débris incrustés, d'ectoparasites ou d'épibiontes (% de surface recouverte), de fracture, de zone de nécrose ou de ramollissement
- texture osseuse : peut être évaluée par la rigidité de la carapace
- membres : articulations (douleur à la flexion/extension, zone oedémateuse) présence de bague ou cicatrice d'ancienne bague, amputation, fracture, la palpation permet d'apprécier les masses musculaires
- région uro génitale : tonus cloacal, défécation visible, prolapsus visible

Chez les tortues, la palpation abdominale n'étant pas réalisable, on se limitera à une palpation de la fosse pré-fémorale. En basculant l'animal on peut ramener les organes abdominaux vers les doigts du manipulateur. On pourra ainsi mettre en évidence d'éventuels calculs vésicaux ou la présence d'œufs calcifiés (Mc Arthur et al., 2004). Au centre de Moorea, l'examen clinique s'arrête à ce stade mais d'autres centres réalisent également des analyses biochimiques et une recherche de parasites (coproscopie, raclage cutané) voire des analyses bactériologiques et des antibiogrammes.

4. Examen neurologique (Chrisman et al., 1997)

L'examen neurologique classiquement utilisé chez les mammifères doit être adapté chez les chéloniens. Il doit être réalisé dans un premier temps en laissant la tortue dans l'eau.

On commencera par déterminer son statut mental (alerte, déprimée, état de démence ou stuporeux). On observera ensuite si elle nage en cercle (dans un seul sens ou dans les deux sens), la position et les mouvements de la tête et la position du corps. On évaluera ensuite ses capacités visuelles, son activité générale, la réponse de redressement, les mouvements de la queue et des membres et la force exercée lors de ces mouvements. L'évaluation se fera à l'aide d'une notation allant de 0 à 4, 0 étant l'absence de réflexe, 1 pour des réflexes diminués, 2 pour des réflexes normaux, 3 pour des réflexes augmentés et 4 pour des réflexes incoordonnés.

On sortira ensuite la tortue de l'eau pour la placer en décubitus ventral. On réévaluera alors son port et ses mouvements de tête. Puis on s'intéressera à ses nerfs crâniens. On testera l'olfaction (nerf I), le clignement à la menace (nerfs II et VII), le réflexe pupillaire photomoteur (nerfs II et III), on notera la présence d'un strabisme (nerfs III, IV, VI) ou d'un nystagmus (nerf VIII), le réflexe cornéen (nerf V), la mobilité et la résistance à l'ouverture de la mâchoire (nerf V), le réflexe palpébral (nerfs V et VII), la déglutition (nerfs IX et X) et la mobilité de la langue (nerf XII).

On évaluera la sensibilité au niveau du cou et des écailles de chaque côté de l'animal, le réflexe cloacal, la nociception cloacale et caudale.

Enfin la tortue sera positionnée en décubitus dorsal et le mouvement, la force, la tonicité musculaire, le réflexe de flexion, le réflexe d'extension croisée, réflexe d'étirements (sur les membres postérieurs uniquement), la nociception cutanée et périostée.

On observera l'activité générale, le port de tête, les mouvements des membres, de la tête et de la queue et leurs coordinations, le tonus musculaire, la posture, le tonus cloacal, la proprioception, le réflexe panniculaire, le réflexe de retrait et les réflexes photomoteurs et cornéens .

5. Auscultation cardiaque et pulmonaire

La fréquence cardiaque et respiratoire étant très lentes, il est souvent difficile de les évaluer. L'auscultation peut donc être réalisée à l'aide d'une sonde doppler pour repérer les battements cardiaques. Afin d'éviter les artéfacts sonores liés au frottement des écailles sur la membrane du stéthoscope, une compresse peut être intercalée.

L'examen de l'appareil respiratoire dépend du positionnement de la tortue et de son état de stress. Chez les tortues vertes, la fréquence respiratoire varie de 0,07 respirations par minute (8L d'air inspiré par minute) lors de respirations lentes et profondes, à 0,43 respirations par minute (3,4L d'air inspiré) pour les respirations courtes et superficielles (Prange et al., 1976). En phase de repos, on considère que les tortues vertes ont une fréquence respiratoire de 0,5 mouvements par minute. Durant une phase d'exercice elle passe à 4,8 mouvements par minute et atteint les 6,5 mouvements par minutes lors de la ponte (Jackson et al., 1985).

Une étude menée par Butler et al., a montré que chez des tortues vertes anesthésiées et placées dans de l'eau à une température de 29°C, la fréquence cardiaque, calculé à l'aide d'un électrocardiogramme varie de 24 +/- 5 battements par minute à 51 +/- 8 battements par minute.

Chez les juvéniles, pendant une période de nage dans de l'eau à 25°C, la fréquence cardiaque est comprise entre 46 et 48 battements par minutes pour une activité faible et atteint les 64 à 68 battements par minute en période d'activité intense. Après une plongée de 10 minutes, cette fréquence descend de 24 à 28 battements par minute. La percussion au niveau de la dossière permet de détecter selon le son produit, l'éventuelle présence de liquide ou de masses solides dans les poumons (Jacobson et al., 1999).

6. Température

Les tortues étant des animaux poïkilothermes leur température corporelle est variable et en équilibre avec la température ambiante de l'eau, souvent située 1 à 2,5°C au-dessus de celle-ci (Heath et al., 1980). Des thermomètres ambiants peuvent donc tout à fait être utilisés. La mesure de la température cloacale n'a pas de valeur intrinsèque.

Une étude menée aux îles Hawaï (Whittow et al., 1982) a montré que la température rectale moyenne des tortues vertes lors des phases de repos sur la plage était de 28,7°C +/- 1,4°C avec une température maximale obtenue de 31,3°C.

La température critique minimum létale chez cette même espèce se situerait aux alentours de 8°C (Leguin, 2010) alors que la température létale maximale serait de 39°C chez les tortues vertes (Jessop et al., 2000).

7. Mesures de taille et pesée

La mesure du poids au gramme près apporte des informations précieuses, elle permet de comparer la masse de l'animal examiné par rapport au poids moyen de l'espèce et elle

permettra par la suite d'adapter les posologies des médicaments pour éviter les surdosages. Le poids constitue également un bon moyen d'évaluer l'efficacité d'une fluidothérapie.

Deux techniques de mesures peuvent être utilisées pour évaluer la longueur de la dossière : une mesure curviligne à l'aide d'un ruban métrique gradué en millimètres et une mesure rectiligne avec un pied à coulisse précis au dixième de millimètre. Différentes mesures peuvent ensuite être enregistrées : la longueur de la dossière depuis sa base (écaille nucale) à son extrémité (éperon caudal ou écaille supra caudale) curviligne et rectiligne. Les éventuelles gibbosités seront alors prises en compte dans la mesure curviligne. Au centre de soins de Moorea, seules les longueurs curvilignes sont réalisées.



Figure 6 : Mesure de la longueur curviligne d'une jeune juvénile (*Chelonia mydas*) (source : Te mana o te moana)

Dans la partie statistique de cette étude on classera les tortues en trois catégories : juvénile, subadulte et adulte en fonction de leurs longueurs curvilignes.

Tableau 4 : Table des catégories d'âge selon la longueur curviligne et l'espèce (selon Petit, 2012)

	Juveniles	Subadultes	Adultes
<i>Chelonia mydas</i>	25cm<LCV<60 cm	60cm<LCV<80cm	80cm<LCV
<i>Eretmochelys imbricata</i>	25cm<LCV<50 cm	50cm<LCV<70cm	70cm<LCV

8. Zoonoses transmises par les tortues marines

Les tortues marines comme d'autres animaux marins sont vecteurs d'agents infectieux potentiellement transmissibles à l'homme. Une étude menée par Clifford et al. (2013) dans la « Cayman turtle farm » montre que le niveau de risque potentiel de transmission de ces zoonoses est variable selon le type de pathogène transmis : dans le cas des virus et des levures le risque est très faible, pour les protozoaires le risque est très faible à faible, pour les métazoaires et les bactéries le risque est faible ou modéré à élevé.

La plupart des zoonoses sont transmissibles par contact cutané puis oral, le port de gants jetables et un lavage soigné des mains et de toutes parties du corps ayant été en contact avec les tortues est vivement conseillé lors de la manipulation des tortues marines. On utilisera préférentiellement des savons à base d'antiseptique comme la chlorhexidine.

On notera que le contact avec des fécès humides (nettoyage des bacs ou des piscines, prélèvements dans le cadre d'une coproscopie) peut entraîner la contraction de salmonellose et fera l'objet d'une attention particulière.

Chez les chéloniens, l'isolement de *Salmonelles* n'est pas souvent associée à des signes cliniques et ces bactéries font parties de leur flore digestive physiologique. Elles peuvent également être retrouvées dans les œufs, la vésicule biliaire et les ovaires (Mc Coy et Seidler, 1973). Il a été démontré que l'excrétion après un portage silencieux peut avoir lieu en période de stress comme un changement d'emplacement ou un état de déshydratation (Duponte et al., 1978 ; Chiodi et Sunburg, 1981).

Tableau 5 : Zoonoses transmissibles par les tortues marines, leurs sources et les signes cliniques observés chez l'homme

Pathogène	Type	Source	Signes cliniques chez l'homme	Références
<i>Salmonella spp.</i>	Bactérie	Exposition à un animal infecté ou aux fécès	Symptômes gastro intestinaux, nausées, vomissements, douleurs et fièvre, septicémies, méningites	Warwick et al., 2004 ; www.turtle.ky
<i>Chlamydophila abortus</i>	Bactérie	Exposition à un animal infecté	Douleur abdominale, fièvre, anémie, avortement, syndrome grippaux, pneumonie, septicémie	Eckert et al., 1999 ; Fussy et al., 2007
<i>Mycobacterium spp.</i>	Bactérie	Exposition à un animal infecté ou plaie ouverte exposé à l'eau	Signes dermatologiques variés	Magnino et al., 2009 ; www.turtle.ky
<i>Aeromonas hydrophila</i>	Bactérie	Exposition à un animal infecté ou eaux	Signes gastro-intestinaux, nausée, vomissements, douleur et fièvre, colites, septicémies, méningites	Magnino et al., 2009
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Bactérie	Exposition à un animal infecté	Fièvre, dermatoses, signes urinaires, diarrhées, signes respiratoires, méningites, ulcères de la cornée, otites, endocardites, bactériémies	Schmidt et al., 1979
<i>Flavobacterium spp.</i>	Bactérie	Exposition à un animal infecté	Douleur et fièvre, septicémies, méningites, myocardites	Magnino et al., 2009
<i>Bacillus spp.</i>	Bactérie	Exposition à un animal infecté	Fièvre, dermatoses, septicémies, péritonites, signes respiratoires, méningites, signes ophtalmologiques, endocardites, otites	Magnino et al., 2009
<i>Escherichia coli</i>	Bactérie	Exposition à un animal infecté ou milieu extérieur	Gastro-entérites aiguës, nausées, vomissements, douleurs et fièvres, dysfonctionnement rénaux	Magnino et al., 2009 ;

Pathogène	Type	Source	Signes cliniques chez l'homme	Références
<i>Leptospira spp.</i>	Bactérie	Plaie ouverte exposé à un animal infecté ou milieu extérieur	Syndromes grippaux, vomissements, ictères, telangiectasies, uvéites, splénomégalie, méningites	Magnino et al., 2009 ;
<i>Entamoeba invadens</i> et <i>E. histolytica</i>	Parasite	Exposition à un animal infecté	Signes gastro-intestinaux, douleurs et fièvres, vomissements, abcès	Magnino et al., 2009 ;

II- Manifestations cliniques et traitements symptomatiques des grands syndromes

A Moorea, les soins vétérinaires souffrent du manque de moyens diagnostiques, par manque de matériel indispensable pour réaliser les examens complémentaires. En effet, la Clinique ne bénéficie pas d'appareil de radiologie ou d'endoscopie et doit avoir recours à l'unique clinique vétérinaire canine de l'île. Ainsi, les traitements prescrits sont généralement symptomatiques et il est rare que des symptômes soient associés à une étiologie définie.

De plus, l'anamnèse et les commémoratifs accompagnants les tortues recueillies au centre sont généralement très maigres, se limitant au lieu sur lequel elles ont été trouvées et la présence d'éléments inhabituels dans leur environnement (présence de poissons morts autour, de requins,...).

Excepté dans certains très rares cas (tortues élevées par des particuliers et pour lesquelles on connaît le régime alimentaire, l'âge, les conditions de vie,...), seul l'examen clinique d'admission permet d'obtenir les informations primordiales pour mettre en place les soins.

1. Apathie et faiblesse généralisée

Un grand nombre de tortue recueillies présentent de l'immobilité voire de la léthargie à leur arrivée. Elles sont, la plupart du temps, trouvées flottantes au milieu du lagon ou en pleine mer. Cet état de faiblesse généralisée concerne 154 des tortues soit 45,4% des individus recueillis au centre de soins, dont 133 *Chelonia mydas*, 17 *Eretmochelys imbricata* et 4 *Lepidochelys olivacea*. On notera qu'un état débilité avancé peut masquer une autre maladie sous-jacente.

Des parasites sont fréquemment retrouvés sur les tortues affaiblies tels que des trématodes (*Orchidasma amphiorchis*, *Hapalotrema*, *Astrochis*, *Carettacola*, *Enodiotrema*, *Pachypsolus*, *Cymtocarpus*, *Diaschistorchis*, *Pleurogonimus*, *Laphotaspis*, *Enodiotrema carettae*), des nématodes (*Cucullanus*, *Tonaudia*, *Kathlania*, *Sulcascaris*, *Rhytidoides*, *Ruicephalus*, *Unsporulated coccidia*, *Plesiochorus cymbifro*) ou des épibiontes (Norton, 2013).

Étiologie

Toutes causes de traumatismes, de maladies chroniques, une forte infestation parasitaire (Spirorchides, Chlamidia).

Diagnostic

Concernant les analyses biochimiques, une anémie non régénérative, une hypoalbuminémie, une hypoprotéinémie, une diminution de l'urémie ou de la calcémie, une augmentation de la créatinine phosphokinase, de l'aspartate amino transférase, phosphore et acide urique pourront être observées.

L'indice de condition corporelle, la concentration de protéines totales, l'hématocrite et l'albuminémie permettront de d'évaluer le pronostic vital.

Traitement

Le traitement dépendra de la cause mais une fluidothérapie à base d'une solution cristalloïde ou de colloïdes selon les cas pourront être mise en place dans un premier temps pour corriger la déshydratation.

On placera également l'animal dans un bac d'eau douce afin de le déparasiter et un traitement contre les parasites internes pourra aussi être administré en prophylaxie ou en tant que traitement curatif. La glycémie devra être corrigée en cas d'hypoglycémie.

En cas d'anémie, une transfusion sanguine pourra être envisagée si l'hématocrite est inférieur ou égale à 5%. Une solution d'acide citrate dextrose pourra être utilisée pour collecter le sang. De l'érythropoïétine humaine de synthèse et des injections de fer dextran de 5 à 10 mg/kg peuvent également être mises en place. Un support nutritionnel (gavage ou une adaptation de l'alimentation) pourra aussi être instauré.

2. Anorexie et dysorexie

L'anorexie ou la dysorexie sont des symptômes fréquemment rencontrés au centre de soins puisqu'il concerne 61 tortues recueillies (soit 17%).

Tableau 6 : Cas d'anorexie observée selon l'espèce et l'âge à l'arrivée

	Reçues à moins de 6 mois	Reçues à plus de 6 mois
<i>Chelonia mydas</i>	10	25
<i>Eretmochelys imbricata</i>	0	11
<i>Lepidochelys olivacea</i>	0	2

Elle est difficile à objectiver chez ces espèces, en effet il est fréquent que celles-ci ne s'alimentent pas durant plusieurs semaines. Ce phénomène est souvent lié à l'absence ponctuelle de ressources alimentaires dans le milieu naturel ou aux périodes migratoires associées à leur reproduction.

Le stress associé au changement du type d'aliment lorsqu'elles sont recueillies au centre de soins engendrent souvent une diminution voire un arrêt de la prise alimentaire sans que cela ne soit pathologique. Il est donc difficile de différencier une anorexie transitoire liée au changement de milieu, d'une réelle anorexie d'origine pathologique. De plus, une tortue malade aura tendance à ne plus s'alimenter quelques soit l'origine de son affection.

La nourriture qui leur est présentée en captivité étant souvent différente de celle qu'elles consomment habituellement, un temps d'adaptation est nécessaire pour réaliser une transition vers le nouveau régime alimentaire et une phase d'anorexie est presque toujours observée les premiers jours.

Chez les tortues marines comme chez les reptiles en général, le métabolisme est étroitement lié au milieu de vie. Les tortues étant des poïkilothermes, il faut savoir que les variations de température corporelle ont une influence directe sur le métabolisme donc sur l'efficacité digestive et sur la vitesse du transit.

Une étude menée par Read et al. (1996) sur des tortues vertes juvéniles a montré qu'une augmentation de la température entraînait une augmentation linéaire de la prise alimentaire. Par extrapolation, on notera que les tortues vertes cessent de s'alimenter pour des

températures inférieures à 15-16°C (Mendonca cité par Read et al., 1996). Ces températures minimales sont cependant variables d'une population de tortue à une autre.

Afin d'élever leur température corporelle les tortues utilisent les bains de soleil à l'extérieur ou directement dans l'eau et la nage (Spotila cité par Read et al., 1996), en particulier chez les tortues vertes (Pandora et al., 1997). Cependant on notera que ces mécanismes de thermorégulation sont limités et si la température de l'eau devient trop froide, l'activité métabolique sera altérée chez les tortues vertes (Whitherington et Morreale cité par Spotila et al., 1997). La vitesse de transit est également corrélée à la température (Christian, Baer et Marken Lichtenbelt cités par Bjorndal (1996)).

Les tortues anorexiques devront donc toujours être placées dans le lagon ou dans les nurseries à l'extérieur afin de maintenir une température corporelle optimale, ne pas altérer leur métabolisme et favoriser le transit.

Étiologie

Une atteinte métabolique (digestive, respiratoire, rénale, hépatique, appareil reproducteur ou système nerveux), une affection d'origine nutritionnelle ou une alimentation inappropriée, une déshydratation, des troubles biochimiques (acidocétose, azotémie, hypocalcémie, hyperkaliémie, hypokaliémie), des déséquilibres ioniques, du stress, des mauvaises conditions de détention, un syndrome de mal adaptation, des maladies infectieuses ou parasitaires (*Chlamidia psittaci* (Homer et al., 1994)), des troubles du comportements peuvent être associés à de l'anorexie (Fontaine, 2009). Chez les nouveaux nés, une période d'anorexie de quelques jours peut être observée sans être pathologique. Ces derniers trouvent alors leur énergie dans ce qui persiste de vitellus.



Figure 7 : Reste de vitellus chez une tortue verte émergente de 7 jours (source : photographie personnelle)

Signes cliniques

Ils dépendent de l'étiologie.

Traitement

Le traitement dépendra de l'étiologie. On veillera à vérifier et à corriger l'alimentation et l'environnement s'ils sont en cause. Un hépatoprotecteur comme l'Ornipural nd à 1ml/10 kg une fois par jour pendant 5 jours et des compléments vitaminiques tel que le Corebral nd à la même posologie pourront être administrés pour stimuler l'appétit (Schneider, centre de soins de Guadeloupe, 2005).

Nutrition entérale assistée

Un gavage oro-gastrique sera mis en place dans un premier temps si l'anorexie persiste.

Comme chez d'autres espèces, ce dernier sera réalisé (Mader, 1996) :

- Si la perte de poids est supérieure à 10% du poids vif sur une affection aiguë
- Si la perte de poids est supérieure à 20% du poids vif sur une affection chronique
- Si la couverture énergétique actuelle est inférieure à 80% des besoins

La sonde gastrique utilisée aura un diamètre variable selon la taille de la tortue. A titre d'exemple, dans le cas d'une tortue ayant une LCV de 15 cm on utilisera une sonde avec un diamètre d'un centimètre alors que pour une tortue avec un LCV de 40 cm on préférera une sonde de 2,5 cm. La longueur de sonde introduite devra être mesurée de l'extrémité du bec jusqu'au bord caudal des écailles abdominales du plastron. La sonde sera préalablement lubrifiée avec de la vaseline. On positionnera la tortue à la verticale pour faciliter le passage de la sonde puis on la maintiendra ensuite dans cette position pendant 30 minutes en moyenne afin de prévenir d'éventuelles régurgitations (Mac Arthur et al., 2004). Selon l'état général de la tortue et sa condition corporelle, le gavage aura lieu une à deux fois par jour.

Cette méthode ne doit être réalisée qu'en cas de nécessité absolue car elle n'est pas sans risque pour l'animal (régurgitations, perforation de l'œsophage ou œsophagite,...).

Quantité à administrer

Le volume à administrer ne devra pas excéder la contenance maximale de l'estomac qui est de 2% du poids vif (carapace comprise). On veillera également à ne pas administrer une trop grande quantité d'aliments. En effet, un excès énergétique chez une tortue très amaigrie et

carencée peut provoquer une hypophosphatémie et une hypokaliémie qui peut lui être fatale. Dans l'idéal on commencera par apporter la moitié des besoins énergétique (Donoghue et Langenberg, 1996) qui lui sont nécessaires et d'augmenter progressivement cette quantité en fonction de son évolution clinique.

A titre d'exemple, des filets de poissons découpés en morceaux, 20 ml d'eau, 5 ml d'huile de poisson (huile de foie de morue) et 100 ml de crème fouettée ont été utilisés dans un autre centre de soins pour une tortue marine de 36 cm.

Chez les tortues herbivores, on pourra utiliser des légumes broyés associés à des compléments vitaminiques et des minéraux, des petits pots pour bébés aux épinards ou encore un mélange de bouillie de bouchons de luzerne et d'eau (0,5 à 2 ml/100g de poids vif).

On notera qu'un gavage réalisé avec un aliment trop froid ou en volume excessif pourra être à l'origine de coliques.

Hypoglycémie

Une anorexie prolongée pourra être à l'origine d'une hypoglycémie. La glycémie peut être mesurée à l'aide d'une bandelette et d'un lecteur traditionnel utilisé en médecine humaine.

La glycémie chez les tortues vertes est comprise entre 90 et 140 mg/dl (Aguirre et al., 1995 ; Bolten et Bjorndal, 1992 ; Anderson et al., 2011). On notera que ces valeurs sont variables selon le sexe, l'âge et l'activité de reproduction. Certains auteurs trouvent également des valeurs plus faibles de 60 à 120 mg/dl (Campbell, 1996).

Traitement de l'hypoglycémie

Plusieurs types de supplémentation peuvent être mise en place mais dans tous les cas la mesure de la glycémie devra être réalisée régulièrement jusqu'à sa normalisation.

Supplémentation orale

Cette méthode requiert une intubation oesophagienne ou oro gastrique et pourra aussi être utilisée après stabilisation de la glycémie par un autre mode de supplémentation. Elle n'est utilisable que pour les animaux ayant un tube digestif fonctionnel et le taux d'absorption sera relativement long chez les tortues débilitées. On administrera 1ml de dextrose à 50%/kg, 3 à 6 fois par jour. Cependant, le dextrose étant un soluté relativement hypertonique, on vérifiera l'état d'hydratation de l'animal (Mac Arthur et al., 2004).

Supplémentation intraveineuse et intraosseuse

Ce mode de supplémentation nécessite la pose d'un cathéter, souvent peu toléré par la tortue et difficile à mettre en place. On l'utilisera surtout en deuxième intention si la voie intracoelomique ne fonctionne pas.

Supplémentation intracoelomique

Du dextrose à 5% pourra être administré à raison de 11 à 17 ml/kg (Walsh, 1999). La tortue sera placée en décubitus dorsal et l'injection se fera au niveau du site préfémoral.

3. Amaigrissement et retard de croissance

Trente et une tortues reçues à plus de six mois soit 22% de cette catégorie ont présenté un amaigrissement antérieur à leur arrivée au centre dont 17 tortues vertes, 12 tortues imbriquées et 3 tortues olivâtres. Parmi les tortues vertes, 11 sont mortes au centre dont une de moins de six mois et 10 de plus de six mois. Chez les tortues imbriquées 2 sont arrivées mortes, 9 sont mortes au centre et 1 a été relâchée. Enfin, une tortue olivâtre est morte au centre et l'autre a été relâchée. Un retard de croissance a été noté chez 8 tortues vertes dont 5 sont mortes au centre, une est encore présente et 2 ont été relâchées.

Tableau 7 : LCVi moyenne des tortues présentant un amaigrissement à l'examen clinique d'arrivée en fonction de l'espèce

	n	LCVi moyenne (en cm)
<i>Chelonia mydas</i>	17	34,8 +/- 17,2
<i>Eretmochelys imbricata</i>	12	47,9 +/- 10,2
<i>Lepidochelys olivacea</i>	2	64,4 +/- 6,6

Signes cliniques

En général, l'amaigrissement chronique se traduit par une amyotrophie autour des membres et du cou. Lorsque l'animal atteint un stade de cachexie avancée une énophtalmie est observable.

Traitement

Le traitement consiste en une vermifugation et un gavage si l'amaigrissement est associé à une anorexie prolongée. Selon les disponibilités de la clinique vétérinaire canine de Moorea, une radiographie pourra éventuellement être réalisée pour mettre en évidence un corps étrangers radio opaque (hameçon,...), un iléus, la dilatation d'un segment du tube digestif,...

4. Constipation

Au centre de soins, l'eau de mer est en permanence renouvelée, il est donc difficile d'observer des selles. Les tortues recueillies sont en premier lieu placées en salle de soins dans des bacs remplis de quelques centimètres d'eau douce ou d'eau de mer afin de contrôler leur transit.

Étiologie

La constipation apparaît chez les tortues émaciées, débilitées ou déshydratées. On peut aussi la retrouver chez des animaux nourris avec des crustacés dont les débris riches en calcium peuvent s'accumuler au niveau du colon. Celles nourries avec du poisson et des calmars peuvent également présenter de la constipation (George, 1997). Cependant, le simple fait de mettre les tortues au sec inhibe la défécation, il conviendra donc de toujours les placer dans un fond d'eau au minimum quelques heures par jour.

Signes cliniques

Apathie, anorexie, amaigrissement mais ces signes sont peu spécifiques.

Traitement

- Chirurgical : ce type de traitement a un pronostic sombre car les tortues sont souvent déjà débilitées ou anémiées.
- Médical : il associe des stimulants de la motricité intestinale à des huiles minérales. Les traitements per os peuvent éventuellement être mélangés à l'aliment.
 - Métoclopramide à 0,5 mg/kg par voie orale pendant 48 heures ou par voie injectable à 0,3 mg/kg (Mac Arthur et al., 2004).

- Huile minérale de type huile de paraffine :

- Juvénile : 0,002 à 0,003 ml/kg
- Adulte de 45 kg ou plus : 1ml/kg

5. Affections cutanées

a. Plaies et abcès

Les plaies et les abcès sont les affections les plus rencontrées chez les tortues marines au centre de soins de Moorea, 33% des tortues recueillies au centre soit 120 individus présentaient des plaies à leurs arrivées dont 44 de moins de six mois et 76 de plus de six mois. Parmi elles, 47 ont pu être relâchées, 2 sont encore présentes, 70 sont mortes au centre et 3 sont arrivées mortes. La plupart du temps les plaies sont profondes, liées au braconnage et associées à d'autres affections, ce qui explique le fort taux de mortalité. De plus, les plaies peuvent être plus ou moins anciennes, l'état général des tortues a donc pu se dégrader avant leur arrivée au centre. Les principales localisations de ces plaies sont le cou (15 individus), les membres (18 individus), la dossière (5 individus) et le crâne (2 individus). Les individus restants ont soit des plaies situées sur de multiples localisations, soit cette dernière n'a pas été précisée dans les archives de l'association. On notera que la plupart du temps plusieurs plaies seront retrouvées sur un même individu.

Étiologie

Parmi les tortues présentant des plaies, pour 52% d'entre elles, la morphologie de leur blessure laisse penser qu'elles sont liées soit à des flèches (10 individus) ou des fusils harpons (5 individus) soit à des harpons à mains ou patia (1 individu). Pour l'une d'elle la plaie était liée à une morsure de requin. Les morsures entre congénères sont aussi fréquentes chez les émergentes à la Clinique de Moorea ce qui indique une surpopulation. Ces dernières peuvent être importantes en terme de gravité et peuvent aller jusqu'à l'ablation d'une partie des nageoires postérieures. Les plaies liées à ces morsures sont souvent observées au niveau des membres, du cou et de la queue. Le cloaque est parfois touché entraînant des difficultés à la défécation.

Traitement

Les plaies chez les tortues marines s'infectent fréquemment en raison de la pression

bactérienne importante qui règne dans l'eau de mer. Les surinfections bactériennes sont donc très fréquentes. Les émergentes étant particulièrement sensibles à ce type d'affections (Glazebrook, 1990).

Face à une plaie, tout doit être mis en œuvre pour obtenir un tissu de granulation sain tout en limitant les surinfections et en protégeant la plaie. La principale difficulté dans le traitement local de ce type de lésions réside dans le fait de ne pas remettre trop rapidement la tortue en milieu humide afin que le temps d'action des principes actifs utilisés en soins locaux soit suffisant. Au centre de soins, la tortue est laissée en salle de soins dans un bac sec pour une durée minimum d'une heure.

Selon la localisation de la plaie, de la povidone iodée (Bétadine nd) sera utilisée dans l'idéal, diluée à 0,1% soit directement sur la plaie soit à l'aide d'une compresse. Une alternative peut être l'utilisation de chlorhexidine diluée à 0,05%. Dans le cas de ces deux molécules il a été démontré une bonne action antimicrobienne associée à une bonne viabilité des tissus. Les tissus dévitalisés doivent ensuite être éliminés afin de permettre une bonne ré-épithélialisation. A l'exception des plaies localisées au niveau de la tête pour lesquelles la prise en charge est plus délicate, la plaie devra être irriguée sous pression ou rincée au moins une à trois fois par jour selon le degré de contamination, afin de permettre la granulation. Des plaies mineures peuvent être gérées avec des irrigations seules.

Par la suite et selon la taille de la plaie, une fermeture par première ou seconde intention peut être envisagée. Les plaies infectées ne doivent pas être fermées tant que l'infection n'est pas contrôlée or la plupart des plaies des tortues marines sont considérées comme infectées du fait de leur forte flore cutanée bactérienne. Les fermetures en première intention peuvent être réalisées sur des plaies récentes de moins de douze heures. Le débridement et le rinçage doivent toujours être effectués avant fermeture et la suture de la plaie doit être réalisée à l'aide de points éversants.

Anesthésie locale

Elle peut mettre mise en place pour le parage de plaie ou pour la réalisation de suture. La lidocaïne à 2% peut être utilisée dans le cadre d'une anesthésie locale (Bentivegna et al., 1993). La kétamine hydrochloride pourra également être utilisée pour une anesthésie musculaire locale à une dose de 40mg/kg chez les tortues imbriquées (Moore et al., 2007).

Les sutures sont en général retirées au bout de quatre à six semaines. Sur de grandes pertes de substance il est difficile de suturer car la peau des chéloniens ne possède pas de propriétés élastiques.

De la colle cyanoacrylique peut aussi être utilisée sur de petites incisions. Il est important de mettre peu de produit car une quantité importante peut empêcher une bonne cicatrisation (Huynh, 2008).

La plupart des plaies et particulièrement les plaies contaminées sont gérées de façon plus satisfaisante par seconde intention. La cicatrisation se fait par contraction de la plaie et migration épithéliale ce qui se fait en quelques jours à plusieurs semaines. On notera que les plaies linéaires cicatriseront plus rapidement que les plaies circulaires.

La durée de cicatrisation complète des plaies varie selon la taille, la profondeur, la localisation et le degré d'infection de la plaie. Pour une cicatrisation complète des plaies du plastron la durée était comprise entre 17 et 120 jours, pour une plaie sur la dossière elle est comprise entre 7 et 120 jours, pour le cou elle se situe entre 12 et 64 jours et pour les membres elle est comprise entre 7 et 69 jours. Parfois le défaut cutané est tel que la cicatrisation par seconde intention n'est pas possible.

Plusieurs traitements locaux sont utilisés au centre de soins de Moorea : soit des topiques antibiotiques comme l'acide fucidique (Fucidine nd), la néomycine (Bactéomycine nd), la sulfadiazine (Flammazine nd) ou la sulfapyridine (Sulmidol nd) soit du miel avec des résultats de cicatrisation similaires avec ces différents traitements locaux. Ils sont en général appliqués quotidiennement jusqu'à cicatrisation complète des plaies.

Des applications de topique à base de corticoïdes (crème, pommade ophtalmique), deux à trois fois par jour, permettraient de limiter les adhérences chez les reptiles. Lorsque les adhérences sont présentes, une injection unique de corticoïdes (methylprednisolone 0,01 à 0,05ml de Depo-medrol nd ou de triamcinolone nd) peut être effectuée dans la lésion (Huynh, 2008). Les anti inflammatoires stéroïdiens n'ont pas encore été utilisés dans le traitement des plaies à la Clinique à l'heure actuelle.



Figure 8 : Plaie cervicale chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

Par la suite, une fermeture différée après obtention d'un tissu de granulation sain peut être réalisée. Les tensions sur les sutures doivent impérativement être évitées et, la peau des reptiles étant peu élastique, la suture n'est réalisable qu'avec des pertes de substances mineures. La peau est très adhérente au plan profond, ce qui rend les lambeaux cutanés par glissement quasi-impossible. Seules deux tortues présentant des plaies réunissant ces différentes conditions ont pu bénéficier de suture.



Figure 9 : Plaie ouverte et suture chez une tortue imbriquée (source : Te mana o te moana)



Figure 10 : Plaie ouverte et suture chez une tortue imbriquée (source : Te mana o te moana)

Selon la profondeur de la plaie et son degré d'infection on ajoutera éventuellement un antibiotique par voie systémique. L'enrofloxacin (Baytril nd) est celui qui est le plus fréquemment utilisé au centre en raison de sa bonne tolérance et du faible nombre d'effets secondaires chez les reptiles. La posologie usuelle est de 5 à 10 mg/kg pendant 10 jours. Mais cette durée peut être modifiée en fonction de l'évolution de la plaie.

Les plaies superficielles et légères guérissent généralement assez rapidement chez les tortues marines et ne nécessitent pas de soins particuliers. L'asepsie des plaies étant difficile à maintenir en milieu naturel comme en captivité, il est fréquent que celles-ci évoluent en abcès.

Utilisation du miel et de la cire d'abeille (Norton et al., the Georgia Sea Turtle Hospital)

Le miel possède de nombreuses propriétés comme une haute osmolarité, un pH acide (autour de 4), une faible taux de peroxyde d'hydrogène, des propriétés médicinales variées en particulier le miel de Manuka que l'on trouve en Nouvelle Zélande, des propriétés antibactériennes, anti-oxydantes, anti inflammatoires, il renforce le système immunitaire et stimule la prolifération cellulaire. Il peut être appliqué sur toutes sortes de plaies afin d'accélérer la cicatrisation. De la cire d'abeille peut également être utilisée pour maintenir en place des bandages ou pour combler des plaies profondes.

Analgésie

La douleur est difficile à mettre en évidence chez les tortues marines. Elle se manifestera la plus souvent par de l'apathie, une anorexie ou une dysorexie.

Au Georgia Sea turtle center, la prise en charge de la douleur est réalisée avec du Tramadol (cf fracture) ou du Meloxicam à 0,2 mg/kg administré par voie sous cutanée ou intramusculaire toutes les 24 heures ou en maintenance à 0,1 mg/kg (Norton et al.). Le Meloxicam n'est pas absorbé par voie orale chez les tortues marines (Clauss et al., 2007).

Le Carprofène et le Butorphanol sont des molécules de choix pour les Chéloniens. Cependant, le Carprofène pouvant entraîner des lésions hépatiques et rénales à long terme, on veillera à ne l'utiliser que sur de courtes durées.

Tableau 8 : Bilan des molécules analgésiques utilisables chez les tortues marines

Molécules	Dose	Voie	Références
Butorphanol	0,4 mg/kg, 20 minutes avant l'anesthésie	IM	Bennett, 1998
	0,05 mg/kg toutes les 24 heures pendant 2 à 3 jours	IM	
Carprofène	2-4 mg/kg puis 1 à 2 mg/kg toutes les 24 à 72 heures	IM, IV, SC, PO	Malley, 1997 ; Divers, 2000 ; Mc Arthur et al., 2004
Buprénorphine	0,01 mg/kg	IM	Malley, 1997
Ketoprofène	2 mg/kg	IM	Mac Lean, 2008

Traitement des abcès

Une pommade au collargol à 10% peut être appliqué afin de faire mûrir un abcès (veto trucs sélection, 1988). Ce produit de couleur noire a cependant l'inconvénient de tâcher. Le traitement des abcès commence par un parage de l'abcès et se poursuit par le même type de soins locaux et/ou systémique que dans le cas de plaies classiques.

b. Érosion du plastron

Étiologie

Les tortues présentant une faiblesse généralisée, incapable de relever seul la tête hors de l'eau, sont souvent laissées jusqu'à plusieurs semaines dans des piscines en salles de soins. La présence d'un sol dur et le fait de ne pas pouvoir changer la tortue de décubitus peut induire une érosion du plastron à long terme.

Traitement (Bourdeau, 1989 ; Firmin, 1997)

- Modification de la structure du sol : mise en place de serviettes ou de tapis rembourrés sous le plastron et désinfection locale quotidienne à base d'antiseptique : povidone iodée ou de chlorhexidine.
- Protection du plastron avec une légère couche de résine polyesters ou fixation d'une petite planche.

Au centre de soins, un système de gilet de sauvetage attaché à une planche et à des flotteurs a été mis en place afin de pouvoir laisser la tortue se déplacer librement dans l'eau tout en évitant l'érosion du plastron.



Figure 11 : Système mise en place dans le centre de soins pour éviter l'érosion du plastron (source : Te mana o te moana)

c. Décollement des écailles

Six tortues vertes de LCVi moyenne de 31,3 cm +/- 19,3 cm (3 mortes et 3 relâchées) et 3 tortues imbriquées mortes au centre de soins, de 46 cm, 49 cm et une dont la taille à l'arrivée est inconnue ont présenté un décollement d'écailles.

Étiologie (Mac Arthur et al., 2004)

Un décollement des écailles peut être dû à des troubles nutritionnels, des maladies métaboliques, une infection sous les écailles (bactérienne, fongique, virale) ou des troubles de la vascularisation (plaie par écrasement des tissus,...).

Traitement (Bourdeau, 1988 et 1989 ; Ducos de Lahitte, 2002 ; Firmin, 1997 ; Leterrier, 2002)

A adapter selon l'étiologie :

- Correction des troubles nutritionnels et métaboliques
- Infections bactériennes : bains antiseptiques (povidone iodée ou chlorhexidine) de 20 minutes par jour
- Mycoses : bains antiseptiques (povidone iodée ou chlorhexidine) de 20 minutes par jour puis pommade antifongique (Nystatine + néomycine + triamcinolone (Panalog nd)), 2 fois par jour pendant 3 semaines.

6. Déformation de la carapace

Une tortue verte présente actuellement au centre de soins, récupérée à l'émergence sur l'atoll de Tetiaroa et deux autres recueillies à plus de six mois puis relâchées, présentaient une déformation de la carapace. La déformation dorsale est à chaque fois située dans le deuxième tiers vertébral. L'aspect de ces malformations oriente dans les trois cas vers une cyphose. Toutefois l'examen externe seul ne permet pas d'en être certain et nécessite une radiographie pour le confirmer.

Étiologie

Une déformation de la carapace peut être due à une fracture, à une cicatrice, à de l'ostéofibrose (carence en Ca dans la ration +/- excès de vitamine D), à d'autres facteurs nutritionnels ou peut être d'origine congénital.

Examens complémentaires

- Radiographie : Ostéopénie généralisée secondaire à un hyperparathyroïdisme secondaire d'origine nutritionnelle ou mise en évidence de la fracture.
- Biochimique : Hypocalcémie et hyperphosphorémie dans le cas d'une ostéofibrose

Traitement

Etiologique de l'ostéofibrose (Mac Arthur et al., 2004)

En cas de crises aiguës :

- Injection SC ou IM de solutés calciques (gluconate de Ca 1 ml/kg 2 à 3 fois par semaines pendant 2 semaines
- +/- injection de Calcitonine 1,5 UI/kg
- Alimentation : variée et équilibrée, Ca/P augmenté (jusqu'à 20/1 parfois) par poudres de Ca + hydrosol poly vitaminé et exposition aux UV.
- Meulage des zones saillantes pour éviter les lésions cutanées.



Figure 12 : Gibbosité d'origine congénitale chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

7. Carapace molle

Six tortues reçues au centre présentaient une anomalie de consistance de la carapace dont 4 tortues vertes (2 mortes et 2 relâchées) de LCV moyenne de 22,9 cm +/- 7,6 cm et deux tortues imbriquées mortes au centre, l'une de 49 cm et l'autre dont la longueur initiale n'est pas connue.

Étiologie (Brogard, 1992 ; Madder, 1996, François, 1996)

Un déséquilibre alimentaire (carence ou excès de vitamine D, carence en calcium plus ou moins associée à un défaut d'exposition aux UV) peut entraîner une ostéofibrose ou du rachitisme. Une infection de la carapace ou une insuffisance rénale peut aussi être à l'origine d'une anomalie de consistance.

Traitement (Brogard, 1992 ; Madder, 1996, François, 1996)

Selon l'étiologie :

- Ostéofibrose : (cf gibbosité)
- Rachitisme :
 - Injection de Vit D3 : 1600 UI ou 0,1-0,2 mg/kg en IM ou Vit D3 buvable : hydrosol poly vitaminé ou huile de foie de morue
 - Alimentation : Rapport Ca/P = 1,5 à 2 + gluconate de calcium 10% IM (1 ml/kg, 2 fois à 3 semaines d'intervalles)

8. Problème de flottaison et nage asymétrique

Les problèmes de flottaison peuvent être présents dès l'arrivée des tortues au centre ou apparaître plus tard lors de leur séjour. Il peut s'agir d'un déséquilibre (nage asymétrique) ou d'une difficulté à s'immerger.

Trente et une tortues recueillies au centre ont présenté ce type de problème dont 20 tortues vertes (12 mortes au centre, 7 relâchées et 1 encore présente), 8 tortues imbriquées (6 mortes, 1 relâchées et 1 présente) et 3 tortues olivâtres (2 mortes et 1 relâchée). La longueur curviligne initiale moyenne chez les tortues vertes est de 41,5 cm +/- 16,4 cm, de 58,3 cm +/- 15,9 cm chez les tortues imbriquées et de 65,2 cm +/- 4,9 cm chez les tortues olivâtres. Dans

le cas des individus encore présents, on notera qu'il existe une asymétrie dans la flottaison (un seul côté immergé) et que la juvénile contrairement à l'adulte, a conservé une certaine capacité d'immersion.

Étiologie

Les tortues présentant une flottaison excessive ont des fréquences respiratoires plus basses et des volumes courants plus importants. Les taux d'expirations sont aussi plus importants. Le coût énergétique de la respiration est donc augmenté chez ces tortues qui présentent par ailleurs souvent d'autres affections. Cette augmentation du coût énergétique pourrait avoir des répercussions à long terme (Schmitt et al., 2013). La cause la plus commune de flottaison anormale est la fuite d'air depuis les voies respiratoires secondaires. Cette fuite d'air est souvent d'origine infectieuse ou traumatique.

Ce symptôme peut être dû à une faiblesse généralisée associée à de l'émaciation, à du gaz produit par des organismes pathogènes présents au niveau des viscères coelomiques ou dans le tube digestif ou enfin, à l'accumulation de gaz dans le tractus digestif suite à une obstruction, un iléus ou à des malformations (Campbell, 1996). Il peut aussi être secondaire à un traumatisme crânien, une atteinte de la moelle épinière ou une affection pulmonaire (Norton et al., 2013).

L'infection par *Chlamydia psittaci* peut aussi être à l'origine d'une incapacité à plonger (Homer et al., 1994).

Diagnostic

Examen clinique, numération de formule sanguine, biochimie et radiologie sont les examens de base lors d'un problème de flottaison. D'autres examens d'imagerie plus poussés pourront également être réalisés comme une laparoscopie ou une bronchoscopie.

Il n'existe pas de données de base sur la pression normale intracoelomique chez les tortues marines. Il est donc difficile d'évaluer si elle est trop élevée ou si le problème de flottaison a une autre origine.

Traitement

Un protocole standard utilisant du glucose, une fluidothérapie et un antiparasitaire pourra être mis en place. Une diminution de la salinité de l'eau, si la tortue est placée en salle de soins peut aider si de l'air en excès est présent dans la cavité coelomique.

Dans certains cas, l'air à l'origine du problème de flottaison se trouve dans la cavité coelomique et peut être traité par aspiration. On utilisera une seringue munie d'un robinet 3 voies ou d'un système d'aspiration. On réitérera l'opération une fois par semaine jusqu'à ce que la cause de la production de gaz soit résolue. En général, plusieurs semaines voire plusieurs mois sont nécessaires pour une guérison complète.

Un traitement chirurgical peut être entrepris sur une déchirure pulmonaire mais le risque anesthésique est grand. Il conviendra d'évaluer la balance bénéfice/risque avant d'entreprendre une telle chirurgie.

La tortue peut être placée dans de l'eau fraîche et une ceinture de plomb pourra lui être attachée pour contrebalancer la ou les parties flottantes.

On notera enfin que les lésions de la moelle épinière sont souvent permanentes.

9. Blépharite

Cette affection a été observée chez deux tortues vertes d'environ 2 et 4 ans présentes actuellement au centre de soins et deux tortues vertes juvéniles décédées.

Étiologie

Infection bactérienne à gram+ (staphylocoques surtout chez les carnivores domestiques), dermatoses auto-immunes (pemphigus, lupus érythémateux), carence en vitamine A.

Signes cliniques

Excoriations et croûtes jaunâtres en région péri-oculaire.



Figure 13 : Blépharite observée chez une tortue verte juvénile présente actuellement au centre de soins (source : photographie personnelle)

Examens complémentaires

Examen du produit de raclage cutané, prélèvement pour mise en culture (bactériologie), biopsie de peau, intradermo réaction.

Traitement

Dans le cas d'une blépharite staphylococcique :

- Antibiothérapie générale pendant au minimum 10 jours dans les formes aiguës et 4 semaines dans les formes chroniques.
- Soins locaux : Nettoyage à la povidone iodée diluée à 5% et antibiothérapie locale avec une pommade (acide fusidique).

10. Fractures

Parmi les tortues relâchées de plus de six mois, 26% présentaient une fracture à leur arrivée (17 individus). Les localisations rencontrées sont essentiellement la dossière (8 individus), le plastron (2 individus), le crâne (2 individus) et les membres (1 individu).

Diagnostic

Un examen neurologique sera réalisé pour vérifier l'absence de lésions nerveuses.

Puis, pour évaluer la gravité de la fracture, des examens complémentaires pourront être mis en place : radiographie, analyses biochimiques voire biopsie au niveau de la plaie (histologie, culture bactériologique, fongique ou PCR).

Une fracture au niveau du membre antérieur a également été observé chez l'une d'elle et mise en évidence par radiographie.

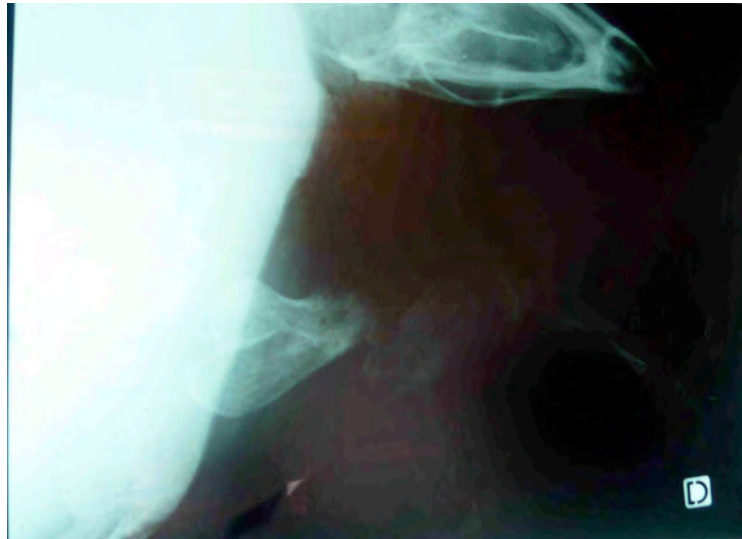


Figure 14 : Radiographie chez une tortue imbriquée : fracture du membre antérieur (source : Te mana o te moana)

Traitement

- Fluidothérapie et équilibre ionique par l'intermédiaire de bolus par voie intraveineuse, intra coelomique ou sous cutanée.
- Antibiothérapie
- Analgésie : Tramadol 5 à 10 mg/kg par voie oral toutes les 96 heures selon une étude menée sur les tortues de Floride (Sladky et al., 2011) et utilisé sur les tortues marines à la Georgie Sea Turtle Hospital. Cette molécule contrairement à la morphine limiterait la dépression respiratoire (Sladky et al., 2011).
- Stabilisation temporaire de la fracture et soins locaux des plaies ou traitement chirurgical.

11. Traumatismes crâniens

Une tortue imbriquée de LCV de 60,7 cm a été présentée au centre de soins avec une perforation du crâne, l'œil gauche exorbité et une absence de reflexe cornéen et de réflexe de clignement à la menace sur l'œil droit. Par ailleurs, des crises convulsives sont apparues peu de temps après son arrivée.

Signes cliniques

Déshydratation, anorexie, léthargie, aréflexie des membres, crises convulsives.

Examens complémentaires

Dans l'idéal on réalisera un IRM ou un scanner pour évaluer l'étendu des lésions et les caractériser. Si la tortue est léthargique, il n'est pas nécessaire de la sédater ou de l'anesthésier. Cependant, pour éviter l'apparition de lésions supplémentaires, la tortue sera posée sur une plaque de mousse et fixée à la table à l'aide de sparadrap.

Une radiographie avec une incidence craniocaudale et latérale pourront permettre d'évaluer l'état des poumons (Mac Arthur et al., 2004).

Traitement (Goldberg et al., 2010)

Une couche de vaseline peut être appliquée sur tout le corps de la tortue afin de limiter sa déshydratation. Fluidothérapie avec une solution saline hypertonique (15ml/kg, Na Cl 7,5%), et de la dexaméthasone à 2mg/kg en intraveineuse à l'aide d'un cathéter placé dans le sinus cervical dorsal (Mac Arthur et al., 2004). Du furosémide peut aussi être administré à raison de 2,5 mg/kg afin de réduire la pression intracrânienne.

La plaie doit être nettoyée et irriguée avec du sérum physiologique stérile et une solution d'iode à 10% puis recouverte avec une crème à base de gentamicine. Les débris encore présents seront soigneusement retirés et un examen neurologique sera réalisé afin de localiser les lésions.

Pendant les deux premières semaines :

- Fluidothérapie : 25 ml/kg, un tiers de Ringer Lactate et deux tiers d'un mélange de solution de glucose à 2,5% et de chlorure de sodium à 0,45%.
- Enrofloxacin BID à 5 mg/kg
- Dexaméthasone Q24h à 1 mg/kg
- Supplément vitaminique Q24h à 5 mg/kg
- Gavage si la tortue ne s'alimente toujours pas après 5 jours de traitement

Puis, afin d'améliorer l'état général avant un acte chirurgical éventuel, on pourra remplacer les antibiotiques initiaux par de l'amikacin sulfate à 3 mg/kg en intramusculaire toutes les 72 heures et du métronidazole à 20 mg/kg une fois par jour en intra veineuse.

Traitement chirurgical (Naganobu et al., 1999)

La tortue est positionnée en décubitus dorsal et l'anesthésie est induite par inhalation d'isoflurane à 4% par masque. Puis une intubation endotrachéale permet le maintien de l'anesthésie avec de l'isoflurane à 2%. Si des mouvements sont observés pendant l'acte chirurgical, la concentration en isoflurane pourra être augmentée à 3,5 ou 4,0%.

Après l'induction, de l'ampicilline peut être administré en intramusculaire.

La zone chirurgicale sera savonnée avec de la chlorhexidine ou de la povidone iodée sera ensuite appliquée.

Les deux parties du crâne à proximité de la ligne de fracture peuvent être coupé avec un ostéotome ou une scie afin de rendre la réduction de fracture plus facile.

Si on a affaire à une fracture du crâne avec enfoncement d'os vers l'intérieur du crâne, elle pourra être réduite par l'utilisation d'un ostéotome et d'un élévateur à périoste.

Une injection de gentamycine sera administrée en fin d'intervention et de la gentamycine en pommade sera appliquée sur la zone chirurgicale qui sera ensuite recouverte avec de la colle epoxy. L'animal sera couvert avec des serviettes humides afin de prévenir la déshydratation.

Des radiographies de contrôle seront réalisées en moyenne un mois post chirurgie.

D'autres protocoles anesthésiques, décrits dans la littérature, peuvent être utilisés chez les tortues marines :

Tableau 9 : Molécules utilisables en anesthésie chez les tortues marines

Molécules	Dose	Voie	Temps d'induction	Espèces	Références
Barbituriques					
Pentobarbital sodique	10-26 mg/kg à l'induction	IV lente	14-120 minutes	<i>Chelonia mydas</i>	Wood et al., 1982
	10-25 mg/kg à l'induction	IV	Non précisé	<i>Chelonia mydas</i>	Butler et al., 1984
Thiopental sodique	18,8-29,9 mg/kg	IV	5-10 minutes	<i>Chelonia mydas</i>	Wood et al., 1983
Phénicyclines (dissociatifs)					
Kétamine	50-71 mg/kg	IC après 25 minutes	2-10 minutes après l'administration finale	<i>Chelonia mydas</i>	Wood et al., 1983
	50 mg/kg	IM	Non précisé	<i>Chelonia mydas</i>	Wood et al., 1983
Ketamine + Acepromazine (ACP)	Tortues de 10 kg : 30 mg/kg de kétamine Tortues de 50 kg : 19,9mg/kg Tortues de 150 kg : 15,2 mg/kg En association avec +10% du volume en ACP	Non précisé	Non précisé	Tortues marines en général	George (1997) et Whittaker et Krum (1999)
Kétamine + Medetomidine en prémédication	10 à 15 mg/kg de kétamine et 80 µg/kg de médétomidine	IM	Non précisé	<i>Chelonia mydas</i>	Di Bello et al., 2006
	5 mg/kg de kétamine et de 50 µg/kg à 0,15 mg/kg de médétomidine	IV (sinus cervical)	Non précisé	<i>Lepidochelys kempii</i> , <i>Caretta caretta</i>	Wyneken et al., 2010 ; Chittick et al., 2002

Molécules	Dose	Voie	Temps d'induction	Espèces	Références
Kétamine + diazepam	Kétamine à 15 mg/kg + diazepam à 0,5 mg/kg	IV (sinus cervical)	Non précisé	<i>Caretta caretta</i>	Valente et al., 2007
Tilétamine et zolépam	15 mg/kg	IM	Non précisé	<i>Chelonia mydas</i>	Jacobson et al., 1991
	10-20 mg/kg	IM	Non précisé	Chéloniens en général	Page, 1993
	37,5 mg/kg	IM	Non précisé	<i>Eretmochelys imbricata</i>	Schneider, 2012
Dérivés phénoliques					
Propofol	12-14 mg/kg	IV	Moins d'une minute	Chéloniens en général	Divers (1996)
	10 mg/kg	IV pour l'induction	1 à 4 minutes	Chéloniens en général	Bennett, 1998
	5 mg/kg	IV	Non précisé	<i>Caretta caretta</i>	Mac Lean, 2010
Ammoniums quaternaires					
Chlorure de suxaméthonium	0,5 à 1 mg/kg	Non précisé	20 à 30 minutes	Tortues en général	Johnson, 1991
	0,25 à 1,5 mg/kg	IM	20 minutes	Chéloniens en général	Page et Mautino, 1990
	0,5 à 1,0 mg/kg	IM	20 à 30 minutes	Chéloniens de grandes tailles et tortues marines	Bennett, 1998
Agents volatils					
Isoflurane	Non précisé	Inhalation	Non précisé	<i>Chelonia mydas</i>	Shaw et al., 1992
Sevoflurane	Non précisé	Inhalation	Non précisé	<i>Chelonia mydas</i>	Di Bello et al., 2006; Chittick et al., 2002

12. Affections neurologiques

a. Crises convulsives

Étiologie

Les convulsions peuvent être dues à un traumatisme crânien, une infection du système nerveux central/méningites, une encéphalose hépatique, des affections métaboliques (hypocalcémie, hypoglycémie, hyperphosphatémie), toxiques, une hypovitaminose B1 (excès de poissons congelés dans l'alimentation et contenant des thiaminases), iatrogène ou à des tumeurs cérébrales.

Traitement

Pour contrôler les crises convulsives en urgence, on pourra utiliser du Midazolam de 1 à 2 mg/kg en intramusculaire ou en intraveineuse (Bennett et al., 1999) ou du diazepam à 0,5 mg/kg en intraveineuse (Adkins et al.). On traitera ensuite la cause.

b. Paralysie faciale

Cette affection concerne 21 tortues en provenance du Méridien de Bora Bora entre 2004 et 2007. Seules les tortues vertes sont concernées. La LCVi moyenne est de 43,1cm +/- 13,4 cm et la durée de séjour à la Clinique varie de 2 à 541 jours.

- Neurolocalisation des lésions

Nerf crânien	Rôle	Test	Réponse normale
▪ N. olfactif (I)	Olfaction (S)	Tampon d'alcool ou éther devant les narines	Retrait
▪ N. optique (II) (+ facial VII)	Vision (S)	Réflexe palpébral Clignement à la menace	Clignement des paupières +/- rétraction de la tête
▪ N. oculomoteur (III)	▪ Coordination des mouvements oculaires (M)	Test du nystagmus physiologique	Nystagmus horizontal symétrique
▪ N. pathétique (IV)		Observation de la coordination des mouvements des globes oculaires	Absence de strabisme
▪ N. oculomoteur externe (VI)	▪ Membrane nictitante (M)	Réflexe cornéen	Recouvrement de la cornée par la membrane nictitante
▪ N. trijumeau (V)	▪ Cavités nasale et buccale (S) (Branche maxillaire)	Piquer les écailles autour des yeux	Fermeture des paupières +/- retrait de la tête
	▪ Tégument péri-oculaire (S) (Branche ophtalmique)		
	Muscles masticateurs (M) (Branche mandibulaire)	Ouvrir la cavité buccale	Résistance musculaire
▪ N. facial (VII)	▪ Paupières (M)	Réflexe palpébral	Clignement des paupières
	▪ 2/3 crâniens de la langue (S)	Aucun test réalisable	
▪ N. vestibulo- cochléaire (VIII)	▪ Audition (S) (branche cochléaire)	Impossible à tester car réponse aux vibrations	
	▪ Equilibre (S) (branche vestibulaire)		
▪ N. glosso-pharyngien (IX)	▪ 1/3 caudal de la langue (S) ▪ Pharynx (M)	Placer 1 substance amère dans la bouche (sur coton tige)	Réaction de retrait
▪ N. accessoire (XI)	▪ Pharynx, larynx, langue, muscles du cou (M)	Observation de la déglutition	Absence de dysphagie
▪ N. hypoglosse (XII)	▪ Langue (M)	Observation du port de langue	Absence de déviation

Figure 15 : Rôle des nerfs crâniens chez la tortue, tests réalisables et réponses normales d'après MADDER, 1996 et SCHILLIGER, 1999 cité par MATTEIS, 2004

Les nerfs crâniens concernés sont le nerf oculomoteur externe (VI), le nerf trijumeaux (V), le nerf facial (VII) et le nerf accessoire (XI).

Étiologie

Les affections neurodégénératives, les malformations de l'encéphale et les processus tumoraux peuvent à priori être exclus du fait de l'âge des tortues affectées (juvéniles exclusivement). Les paralysies restant constantes au cours du temps, l'hypothèse d'une origine métabolique est peu probable également. De plus, l'apparition des signes cliniques ayant été progressive, l'hypothèse d'une origine vasculaire d'apparition souvent suraiguë, peut donc être écartée. Les causes inflammatoires (encéphalites) infectieuses et non infectieuses ainsi que les causes traumatiques sont les plus probables.

Signes cliniques

Les signes neurologiques sont une paralysie de la mâchoire, une diminution voire une absence de réflexes cornéens. Les signes généraux observés sont une apathie chez 14 individus et de l'anorexie liée en partie à la difficulté de préhension.

Traitement

A ce jour, aucun traitement n'a été décrit dans la littérature.

c. Anomalie du port de tête

Une anomalie du port de tête a été observée chez 3 tortues mortes au centre de soins dont 2 imbriquées de 59,8cm et 60,7cm et 1 tortue verte de 49 cm.

Étiologie

Cette anomalie peut être due à une infection par des spirorchides associée plus ou moins à l'exposition à des toxines présentes dans leur alimentation. (Jacobson et al., 2006), traumatisme crânien, iatrogène (par ponction de la veine jugulaire), toxémie avec lésions hépatiques, toxiques (Metronidazole >250 mg/kg, plomb), trouble respiratoire, septicémie (Divers, 1999 ; Madder, 1996 ; Schilliger, 2001 cité par Matteis, 2004). Une mobilité anormale des vertèbres cervicales due à une soudure au niveau de celle-ci a été relevée lors de l'autopsie d'une des tortues imbriquées. Cette soudure pourrait être due à un traumatisme.

Signes cliniques

L'anomalie dans le port de tête peut se traduire par une position penchée vers le bas, sur un côté ou par une hyper extension du cou avec bascule de la tête vers l'arrière lors des cycles respiratoires. Des problèmes de flottaison, des troubles locomoteurs, de l'apathie, une diminution ou une absence de reflexe cornéen et la présence d'ectoparasites ont pu être relevés chez les tortues concernées. Des traces de contusion cervicales ont été notées chez la tortue verte et des abcès pulmonaires chez une des tortues imbriquées.

Traitement

Il dépendra de l'étiologie.

En cas d'intoxication, un lavage gastrique et du calcium EDTA à 10-40 mg/kg en IM pourra être administré (Divers, 1999 ; Madder, 1996 ; Schilliger, 2001 cité par Matteis, 2004).

Troisième partie :

Bilan des lésions et des contenus stomacaux retrouvés lors d'autopsies

Les autopsies réalisées sur des tortues marines sauvages ou décédées à la Clinique constituent une source essentielle d'informations. Elles nous permettent en effet de collecter de nombreuses données anatomiques mais aussi dans certains cas de trouver la cause de certaines affections qui pourront par la suite aider aux diagnostics de celles-ci. Toutes les tortues autopsiées dans cette étude sont mortes naturellement, aucune euthanasie n'a été pratiquée.

I- Méthode

1. Identification des tortues

La tortue à autopsier doit être correctement identifiée et tous les renseignements nécessaires doivent être collectés et retranscrits sur le rapport d'autopsie. On commencera par noter l'espèce, le lieu où elle a été découverte, la personne qui l'a découverte, si elle a été trouvée morte ou bien si le décès a eu lieu pendant le transport, à son arrivée ou après avoir séjourné à la Clinique. L'individu est ensuite mesuré (longueur et largeur de la dossière) et pesé. Enfin, on relèvera son éventuel numéro de bague. Les bagues peuvent être en métal ou en plastique et une tortue peut en avoir plusieurs selon le nombre de fois où elle a été capturée. On les retrouve le plus fréquemment au niveau des membres postérieurs mais elles peuvent aussi être placées sur les membres antérieurs droits ou gauches indifféremment. On vérifiera également qu'il n'existe pas d'anciennes marques de bagues qui auraient pu être arrachées.



Figure 16 : Exemple de bague métallique (source : Te mana o te moana)

Il existe également des micropuces (PIT tag) d'environ douze millimètres sur trois placées au niveau des espaces interdigitaux des tarses ou des carpes (gauche ou droit), au niveau crânial de l'épaule, dans les tissus mous sur la face crâniale de la carapace ou au niveau des tissus sous-cutanée de la queue. La plupart peuvent être identifiées par des scanners de micropuces traditionnels.

Des encoches formées par excision des écailles marginales permettaient grâce au nombre d'encoches et au numéro de l'écaille d'identifier certaines tortues. Cette pratique utilisée en Australie a cependant cessé mais on peut encore retrouver certaines tortues portant ces encoches. Cependant, les encoches peuvent être facilement confondues avec des plaies ou des déformations de la carapace.

Une autre pratique retrouvée aux Etats Unis et dans les Caraïbes dite du « living tag » consiste à transplanter un morceau de carapace sur le plastron et vice versa, créant ainsi une sorte de greffon de tissu vivant non pigmenté dorsalement et pigmenté ventralement. L'emplacement de chaque greffon est identifié puis pris en photo et envoyé aux autorités pour les distinguer d'un éventuel tissu cicatriciel.

La situation la plus communément rencontrée reste celle des tortues non identifiées pour lesquelles il faudra déterminer le sexe et estimer l'âge.

Les tortues marines étant des espèces protégées, les photographies réalisées durant les autopsies devront toutes être datées et l'heure devra être visible sur chacune d'elle.

2. Conditions de conservation des cadavres

L'autopsie doit être réalisée le plus rapidement possible de préférence dans les douze à vingt quatre heures suivant le décès de l'animal. S'il doit s'écouler un délai, le cadavre doit être réfrigéré et conservé à une température de +4°C, afin de ralentir les phénomènes d'autolyse et de putréfaction (entraînant par exemple le décollement des écailles ou l'apparition d'épanchement du fait de la rupture des membranes cellulaires).

On positionnera le cadavre de préférence avec les nageoires écartées et la cavité buccale ouverte pour faciliter la dissection une fois que la rigidité cadavérique sera installée. Dans l'idéal, on veillera à ne pas laisser le cadavre plus de deux à trois jours au réfrigérateur, durée après laquelle des modifications tissulaires commenceront à être visibles. En effet, après trois jours de réfrigération les organes prennent une coloration plus rouge et les lésions d'inflammation discrètes ne seront alors plus visibles.



Figure 17 : Décollement des écailles imputable à un début de putréfaction chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)



Figure 18 : Muqueuses de coloration grisâtre due à la putréfaction chez une tortue olivâtre (source : Te mana o te moana)

Si l'autopsie ne peut pas avoir lieu dans les trois jours suivants le décès on préférera congeler le cadavre. La congélation risque cependant d'altérer les tissus (cristallisation de l'eau intracellulaire) rendant ainsi l'interprétation lésionnelle macroscopique et microscopique plus délicate voire impossible.

On évitera aussi l'utilisation de sacs poubelles qui ralentissent le refroidissement de la carcasse et peuvent ainsi favoriser la putréfaction. Au centre de soins, 17 cadavres ont dus être congelés pour des raisons pratiques (impossibilité de réaliser l'autopsie immédiatement).

3. Condition corporelle

On commence par estimer la condition corporelle de la tortue qui traduira son état d'engraissement. On peut ainsi classer les carcasses en plusieurs catégories : bon état corporel, moyen, mauvais ou cachectique.

Les tortues avec un bon état corporel ont un plastron bombé et une masse musculaire importante particulièrement autour des membres postérieurs et de la nuque. La queue est souvent épaisse. Plus l'état corporel va diminuer plus le plastron sera creusé voire deviendra concave et la masse musculaire sera réduite dans le cas de tortues cachectiques.

Dans les cas extrêmes le plastron devient pliable voire se détache, laissant apparaître la cavité coelomique. La tête de l'humérus peut aussi passer au travers du muscle pectoral et peut aller jusqu'à transpercer le plastron.



Figure 20 : Photographie de tortue verte présentant un état de cachexie (source : Te mana o te moana)



Figure 19 : Photographie de tortue verte présentant un bon état corporel (source : Te mana o te moana)

4. Calcul de l'indice d'état corporel

L'indice d'état corporel permet de quantifier l'état corporel de l'animal. Chez les tortues vertes, il est calculé à partir du poids et de la longueur de la carapace selon Bjorndal *et al.* (2000) :

$$\text{IEC} = [(\text{Poids (kg)} / \text{Longueur de la carapace (cm)}^3) * 10000]$$

Tableau 10 : Indice d'état corporel en relation avec l'interprétation visuelle subjective de l'état corporel chez la tortue verte (*Chelonia mydas*)

Note d'état corporel	Indice d'état corporel	Interprétation visuelle subjective
3	>1,20	Bon
2	1,11-1,20	Moyen
1	1,00-1,10	Mauvais
0	<1,00	Cachexie

Cette formule serait également applicable aux tortues imbriquées (Ricker, 1975) mais n'a pas été vérifiée dans le cas du centre de soins de Moorea.

5. Examen externe

L'examen externe doit être réalisé avant de commencer l'examen interne afin de noter toutes anomalies. Il faut également estimer le stade de décomposition si la carcasse n'a pas été conservée dans des conditions optimales. Ce stade peut être évalué selon la grille d'évaluation ci-après :

Tableau 11 : Codes de stade de décomposition des carcasses en fonction des observations macroscopique selon (Rowles et al., 2001)

Code	Description
D1	Vivante puis morte sans possibilité de réanimation
D2	Carcasse en bonne condition : fraîche, appropriée à la pathologie ou ressemblant à une carcasse propre à la consommation
D3	Carcasse correcte, en décomposition mais avec organes intacts, autolyse visible sur l'examen brut de la carcasse
D4	Carcasse pauvre, décomposition avancée avec organes internes altérés
D5	Carcasse momifiée avec la peau et les os soudés
D6	Carcasse présentant des os désarticulés, sans tissus mous pour les maintenir

Les descriptions du stade de décomposition des carcasses restent des mesures subjectives. On notera que 24 heures après le décès, des tâches d'autolyse peuvent apparaître et qu'un gonflement du cadavre ainsi qu'une desquamation de l'épiderme peuvent se mettre en place en quelques jours.



Figure 21 : Comparaison de deux état de putréfaction : carcasse de type D1 à gauche et de type D4 à droite (source : Te mana o te moana)

6. État de déshydratation

L'état de déshydratation est complexe à évaluer chez les tortues en général. En effet, la sémiologie utilisée chez les mammifères est difficilement transposable chez les tortues marines (pli de peau, évaluation de la sècheresse des muqueuses,...). La présence d'une énophtalmie est un des signes cliniques visible évocateur de cette déshydratation. Cependant il ne pourra être utilisé que sur des carcasses de type D1 ou D2 (Norton, 2005).



Figure 22 : Énophtalmie chez une tortue olivâtre (source : Te mana o te moana)

II- Aspect macroscopique d'organes sains

1. Cavité coelomique

On commencera la dissection en découpant le plastron à travers les tissus mous situés le long de la jonction dossière/plastron (jonction des écailles marginales et inframarginales) en passant autour des membres, du cou et du cloaque en région ventrale. La présence de gaz dans cette cavité est significative d'un début de putréfaction. Le plastron doit être attaché au reste de la carcasse en trois points : les deux acromions et le pelvis.

Chez une tortue avec un bon état corporel, le tissu adipeux doit être de consistance ferme (ressemblant à la consistance du beurre), d'une teinte soit grise, soit verte, soit jaune. Chez les tortues cachectiques les cellules graisseuses ont remplacé les lipides par de l'eau et la graisse prend alors une consistance plus fluide (Flint et al., 2009). Il existe aussi un phénomène encore peu étudié dit de la « maladie de la graisse noire » chez les tortues dont l'état corporel

est mauvais et pour lesquels des pigments sont déposés au niveau de la graisse coelomique (Flint et al., 2009).

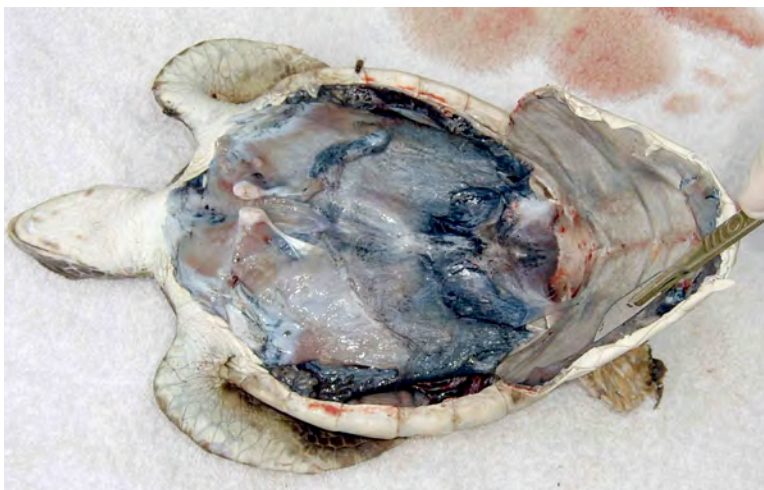


Figure 23 : Présence de pigments noirs au niveau du tissu adipeux chez une tortue verte juvénile (source : Te mana o te moana)

2. Tissu musculaire

Chez une tortue en bon état général, les muscles pectoraux et les muscles pelviens doivent être de couleur rouge à rose et de consistance ferme. En revanche, chez les tortues cachectiques, on notera une amyotrophie et tissu musculaire de couleur pâle. (Flint et al., 2009).

On veillera à laisser les structures sous jacentes intactes et à préserver les membres antérieurs dans le but de réaliser des dépistages d'éléments chimiques toxiques ou de mettre en place un protocole de datation grâce à des sections d'humérus (protocole qui sera détaillé plus loin).

Dans le cadre d'un dépistage d'éléments chimiques toxiques on découpera un morceau de muscle squelettique de 50x50x25 mm (Flint et al., 2009). En complément on incisera également un morceau de ventricule cardiaque. Ces deux prélèvements pourront alors être envoyés dans différents laboratoires d'analyses afin de détecter la présence éventuelle d'éléments toxiques. Cependant on notera qu'il existe une grande variation dans les résultats obtenus selon les laboratoires et selon l'élément toxique recherché.

3. Mésentère coelomique

Le mésentère coelomique contient un grand nombre de vaisseaux lymphatiques. Il est normalement vascularisé et apparaît rose clair avec une surface lisse. Un mésentère anormal prendra une couleur rouge, les vaisseaux sanguins pourront prendre une couleur allant du rouge foncé au noir, traduisant une congestion. Des dépôts de fibrine pourront aussi être observés dans les cas les plus extrêmes. Les vaisseaux lymphatiques pourront être distendus et prendre une coloration jaune foncé (Flint et al., 2009).

4. Cœur, thymus, thyroïde

Il est fréquent d'observer la présence de liquide dans la cavité péricardique lorsque la carcasse a été congelée puis décongelée. Ce liquide de couleur jaune translucide ne doit pas excéder un à trois millilitres. Ce liquide peut prendre une couleur rouge dans le cas de carcasse en début d'autolyse (Flint et al., 2009). Après ouverture du péricarde, trois des cavités cardiaques sont alors visibles : les deux atriums droit et gauche et un seul ventricule. Le péricarde est attaché au ventricule par un tissu fibreux appelé le gubernaculum cordis que l'on coupera afin de laisser apparaître la quatrième cavité : le sinus venosus. Les gros vaisseaux (aorte, tronc pulmonaire) seront alors visibles sur la partie crânio ventrale du cœur.

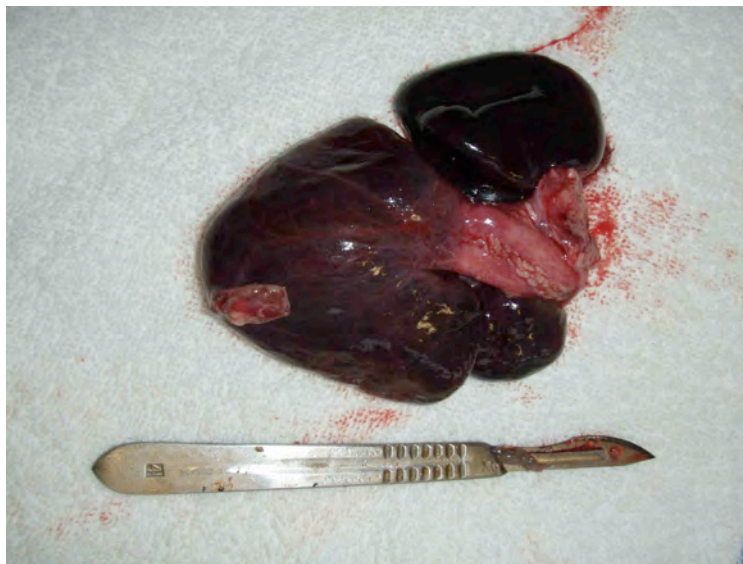


Figure 24 : Conformation externe du cœur chez une tortue verte
(source : Te mana o te moana)

La thyroïde apparaît comme une petite masse gélatineuse, sphérique, de couleur rose et adjacente au cœur. Le thymus prend une couleur allant du gris au rose et se situe normalement crânialement d'un des deux côtés de la thyroïde. Il existe une forte influence saisonnière sur le

système immunitaire des tortues marines, causée à la fois par un changement de température mais aussi par les cycles de reproduction. Une diminution du volume de la masse du thymus a par exemple été rapportée en hiver en corrélation avec la diminution d'activité avec une phase de régénération en été. Chez les mâles, la masse lymphoïde prend sa taille maximale après la période de reproduction alors que la concentration en testostérone diminue (Lutz, et al., 1997). Chez les tortues marines présentant une affection chronique, le thymus commence par devenir de plus en plus fin et les marges de moins en moins bien marquées. On observera les mêmes modifications chez les animaux âgés.

5. Foie

Le foie doit être bilobé et apposé crânialement dans la cavité coelomique (Flint et al., 2009). Le lobe droit doit être attaché à l'estomac par le ligament gastro-hépatique. Il doit être de consistance ferme, avec une surface lisse, des bords saillants et avoir une couleur allant du violet foncé au brun (Flint et al., 2009). La bile doit être verte foncée et homogène.

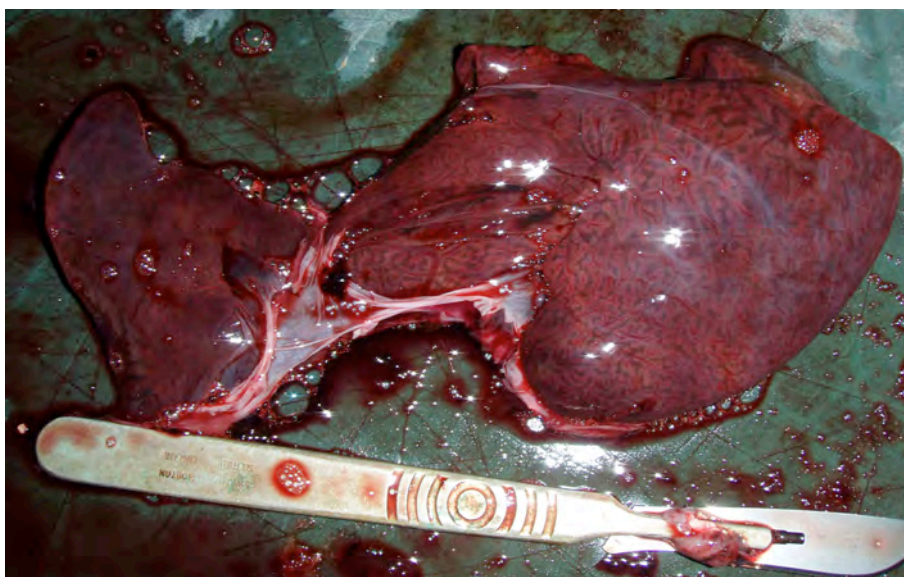


Figure 25 : Foie extériorisé de tortue verte (source : Te mana o te moana)

Des mélanomacrophages (ou d'autres pigments présents au centre des macrophages) font partis de la population cellulaire normale du foie chez les tortues marines et les reptiles en général. Ils permettent la phagocytose des érythrocytes et de matériel étranger. Une coloration noire peut être observée lorsque leur taille et/ou leur nombre augmente (hypertrophie ou hyperplasie) et ce phénomène est souvent associé à de l'émaciation, du stress, des processus

inflammatoires chroniques ou des infections bactériennes chroniques (Stacy et al., 2007 ; Christiansen et al., 1996).



Figure 26 : Vésicule biliaire chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

6. Trachée, langue et œsophage

La trachée devra être de couleur blanche avec une surface lisse du côté luminal.



Figure 27 : Aspect externe de la trachée d'une tortue verte (source : Te mana o te moana)

7. Tube digestif

Le transit digestif étant plus lent chez les tortues que chez les mammifères, la collecte d'échantillons d'aliments digérés ou de fèces permet de décrire les changements qui ont eu lieu dans la composition du bol alimentaire sur de longues périodes.

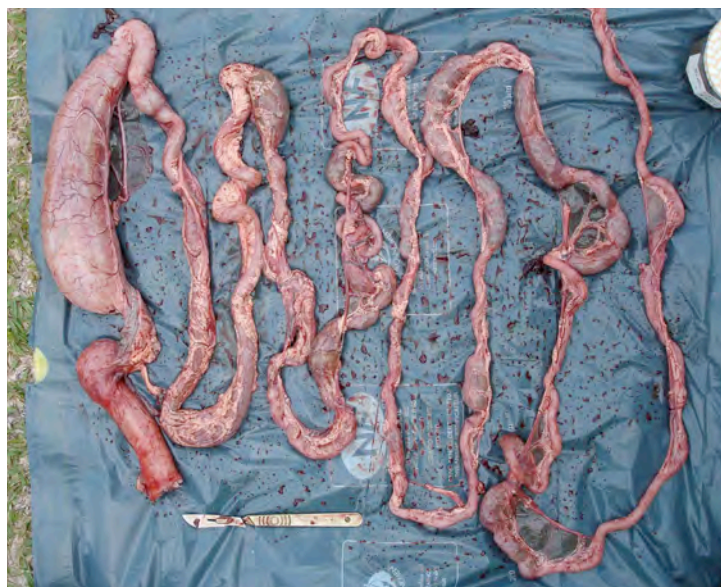


Figure 28 : Aspect physiologique du tube digestif extériorisé chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

a. Œsophage

L'œsophage s'étend de la langue au jabot chez certaines tortues vertes et jusqu'à l'estomac chez les autres tortues marines. Il représente 3% de la longueur totale du tube digestif chez les tortues vertes (Thompson et al., 1980). La putréfaction est souvent moins précoce et moins marquée que sur les autres segments digestifs (Raymond Letron, 2010). Les surfaces externes et internes doivent être de couleur blanche à brune (Flint et al., 2009). La muqueuse possède de nombreuses papilles kératinisées, rigides, dirigées caudalement vers l'estomac. Chez les tortues présentant un mauvais état général, ces papilles peuvent avoir une consistance flasque.

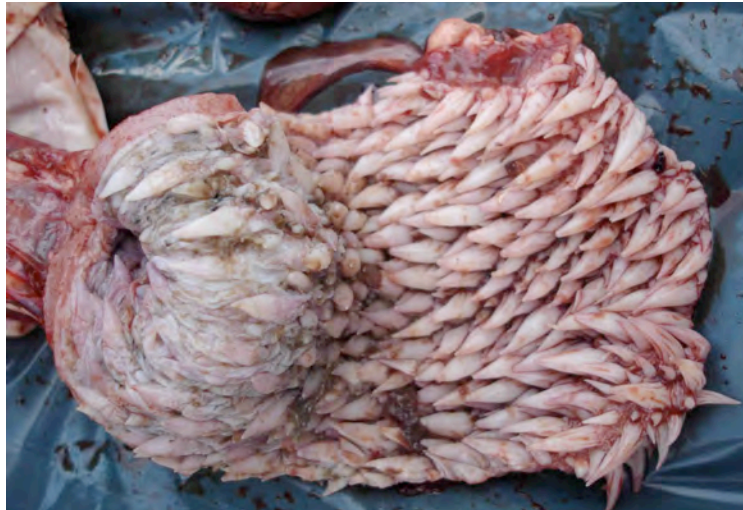


Figure 29 : Aspect physiologique d'un segment de muqueuse oesophagienne chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

b. Jabot

Le jabot présent chez certaines tortues vertes est en réalité un diverticule de l'œsophage présent à proximité de l'estomac et représente 2,4 % de la longueur totale du tube digestif (Thompson et al., 1980). Contrairement aux oiseaux pour lesquels il sert à sécréter des nutriments nécessaires aux oisillons, chez la tortue verte il permet uniquement la rétention du bol alimentaire avant le passage dans l'estomac. Les surfaces externes et internes doivent être de couleur blanche à brune. La muqueuse est composée d'un épithélium squameux stratifié et contient de petites glandes à mucus chez les tortues herbivores, glandes de plus grande taille chez les tortues carnivores.

c. Estomac

Comme chez les autres espèces, l'estomac peut être divisé en plusieurs régions : le cardia, le fundus et la région pylorique. Il représente 6% de la longueur totale du tube digestif chez les tortues vertes (Thompson et al., 1980). La muqueuse interne devra posséder des stries transversales lisses et une couleur rosée.

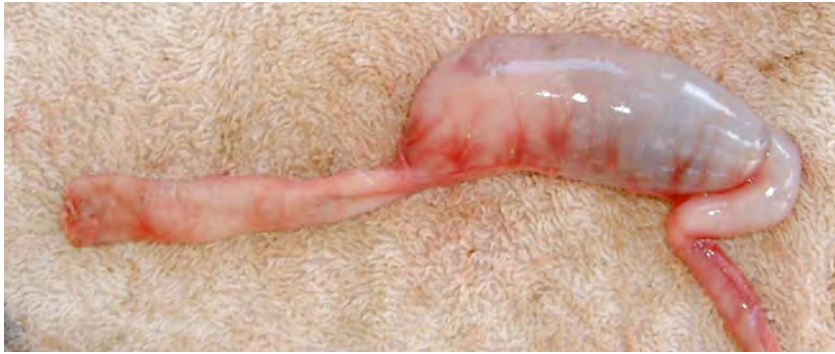


Figure 30 : Estomac chez une tortue verte émergente (source : Te mana o te moana)

d. Duodenum

La muqueuse duodénale doit avoir un aspect en « nids d'abeille » et une coloration allant du blanc au brun avec la présence de mucus. On évaluera la perméabilité au niveau de l'ampoule de Vater en pressant la vésicule biliaire si elle n'a pas été testée au moment de l'inspection du foie.

e. Jéjunum et iléon

La distinction entre le jéjunum et l'iléon est difficile à réaliser tant sur l'apparence externe que sur la muqueuse interne macroscopiquement et histologiquement. L'intestin grêle représente en moyenne 26,2% de la longueur totale du tube digestif (Thompson et al., 1980). Une coloration jaune verdâtre du parenchyme intestinal au contact de la vésicule biliaire consécutive à la diffusion locale de la bile après la mort pourra aussi être observée.



Figure 31 : Coloration verdâtre du parenchyme intestinale due à la sécrétion de bile chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)



Figure 32 : Intestin grêle chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

f. Caecum et colon

Le caecum est lié à l'iléon par la valve iléocaecale, il se termine par la partie proximale du colon. Il est plus proéminent chez les tortues vertes que chez les autres espèces. Il représente un gros diamètre par rapport au colon et aura une coloration brune. Les surfaces externes et internes du colon doivent être de couleur blanche. Le colon représente 65% de la longueur totale du tube digestif chez les tortues vertes (Thompson et al., 1980).

8. Rate et pancréas

La rate doit avoir une consistance ferme, lisse et une couleur allant du rouge au brun. Le pancréas est étroitement lié à la rate, distal au duodénum. Il est habituellement fin, brillant, lobulé et prend une coloration rosée. On notera que le pancréas est un organe qui se décompose rapidement du fait de la présence d'enzymes digestives, les modifications dues à une inflammation sont donc difficilement décelables lors de l'autopsie.



Figure 33 : Rate chez une tortue verte juvénile (source : Te mana o te moana)



Figure 34 : Rate en coupe chez une tortue verte juvénile (source : Te mana o te moana)

9. Poumons

Situés dorsalement dans la cavité coelomique, ils s'étendent sur environ les deux tiers de la surface coelomique et sont attachés à la carapace. Ils doivent normalement être de couleur rose et de consistance spongieuse.

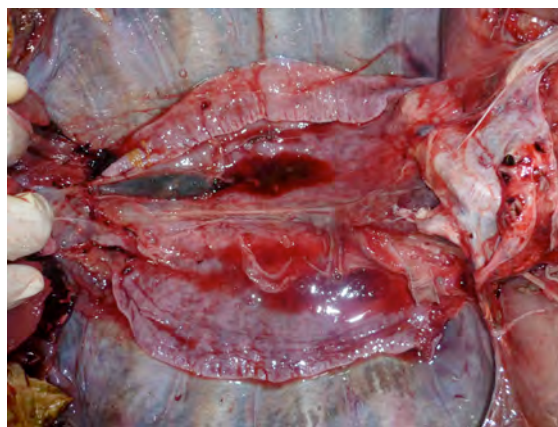


Figure 35 : Poumons après éviscération chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

10. Appareil uro-génital

a. Vessie

La vessie, située au niveau de la ceinture pelvienne contient à la fois de l'urine et du mucus. On incisera ventralement l'épaisse paroi vésicale et on prélèvera l'urine présente. Le mucus peut avoir une couleur allant du vert clair (aspect normal) au vert fluorescent (anormal). Chez certaines tortues la muqueuse vésicale peut présenter des marbrures foncées physiologiques. Les uretères eux, doivent avoir une coloration blanche (Flint et al., 2009). Au centre de soins de Moorea, il est assez rare de trouver une vessie pleine sur les cadavres autopsiés.

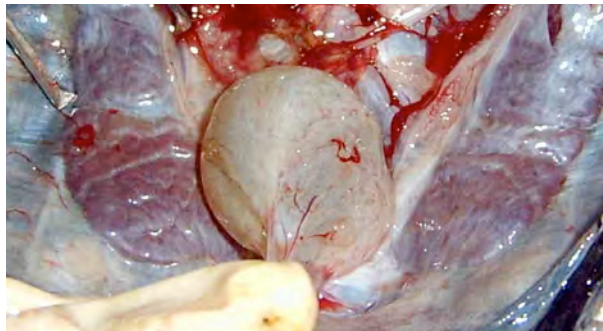


Figure 36 : Vessie pleine chez une tortue verte
(source : Te mana o te moana)

b. Reins

Les reins sont situés contre la paroi dorsale de la cavité coelomique, de part et d'autre de la colonne vertébrale, caudalement aux poumons (Wyneken, 2001). La distinction entre le cortex et la médulla n'est pas nettement visible. Ils doivent avoir une structure lobulaire et une couleur allant du rouge au violet (Flint et al., 2009).

Les glandes surrénales sont situées crânialement aux reins entre les reins et les poumons. Elles peuvent être localisées par palpation, doivent être de petites tailles et de couleur jaune orangé (Flint et al., 2009).

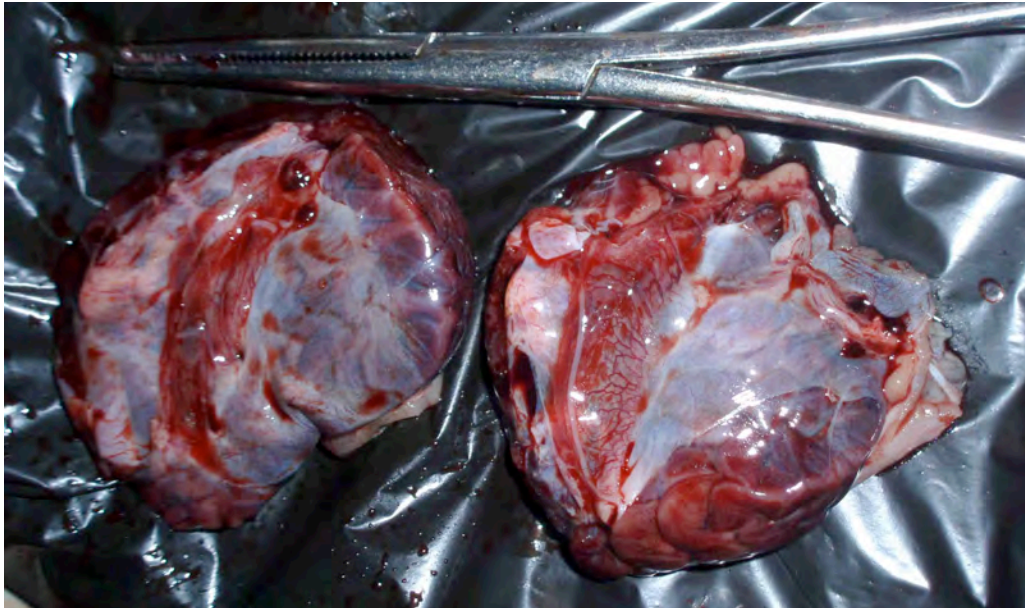


Figure 37 : Reins de tortue imbriquée sub adulte (source : Te mana o te moana)

c. Gonades

Les gonades sont de grande taille et peuvent s'étendre de la partie crâniale des reins jusqu'à la partie caudale de la vessie (Wyneken, 2001). Elles sont mobiles mais on les retrouve le plus souvent le long de la surface dorsale de la cavité coelomique (Wyneken, 2001). Leur couleur variera selon l'âge et la maturité sexuelle de l'individu, on pourra donc estimer ces différents paramètres. Si du sang reste présent au niveau des gonades ante-mortem ou immédiatement après la mort, on pourra déterminer le sexe des tortues immatures grâce à un dosage hormonal. Les tortues immatures de sexe mâle auront alors une concentration en testostérone supérieure à 20 pg/mL alors que chez les femelles ce taux sera inférieur à 10 pg/mL. Ces analyses étant coûteuses elles sont donc rarement réalisées en centre de soins.

L'appareil reproducteur femelle comprend deux ovaires, deux oviductes latéraux à chaque ovaire de coloration blanche et deux ligaments ovariens. Chez les femelles immatures, les ovaires sont de couleur rose, de structure granuleuse formée par de petits follicules présents en surface. Chez la femelle mature, les follicules de couleur jaune vif et mesurant environ 2 cm auront tendance à se regrouper dans la région crâniale de l'ovaire. Chez les femelles ayant déjà pondu on trouvera de larges follicules et du tissu cicatriciel (comprenant des corps jaunes à différents stades d'évolution).

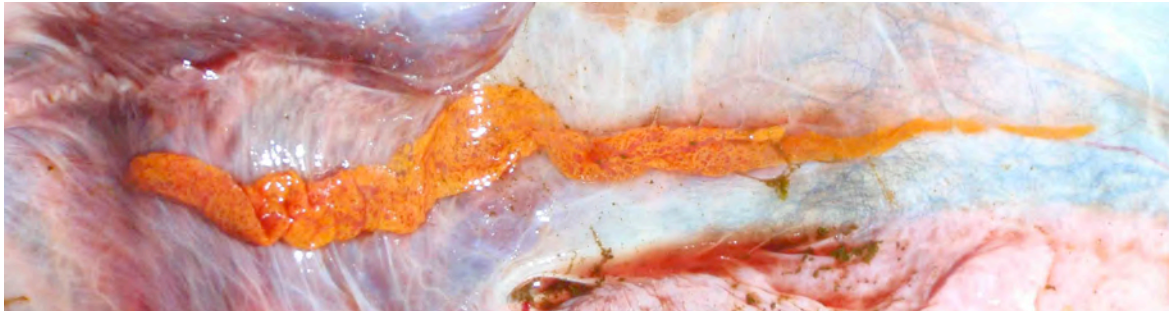


Figure 38 : Ovaire chez une tortue verte mature sexuellement (source : Te mana o te moana)

Chez les tortues mâles immatures on trouvera des testicules de couleur rosées, A maturité sexuelle, ils changent de forme et de taille pour devenir plus penduleux.

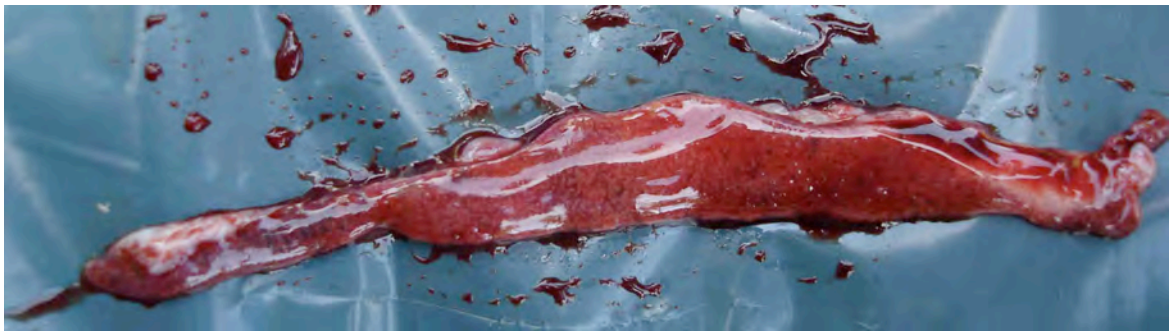


Figure 39 : Testicule chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

11. Aorte

Une fois le tube digestif extériorisé de la carcasse, on pourra voir apparaître l'aorte (de couleur blanche) le long de la face dorsale de la cavité coelomique. L'anastomose entre les aortes distales droites et gauches est située soit directement caudalement au cœur soit crânialement aux reins.



Figure 40 : Bifurcation de l'aorte chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

12. Système nerveux central et encéphale

L'encéphale devra être de couleur blanche, de consistance ferme et homogène et relativement petit par rapport au volume total de la boîte crânienne (Flint et al., 2009).

On prélèvera une coupe de moelle épinière au niveau de cette jonction si on souhaite réaliser des analyses histologiques.

Les glandes à sel représentent la structure prédominante en coupe rostro-caudale du crâne et seront visibles de chaque côté de l'encéphale (Wyneken, 2001). Elles doivent apparaître lobulées, de consistance ferme et prennent une couleur allant du rose au brun (Flint et al., 2001). Les anomalies courantes au niveau des glandes à sel incluent les tâches plus pâles ou des calculs, qui indiquent un dysfonctionnement de la dissolution qui peut être due à une déshydratation sévère de la tortue. Les calculs sont décrits comme de petits dépôts rugueux et durs associés à de la nécrose au niveau des tissus adjacents.

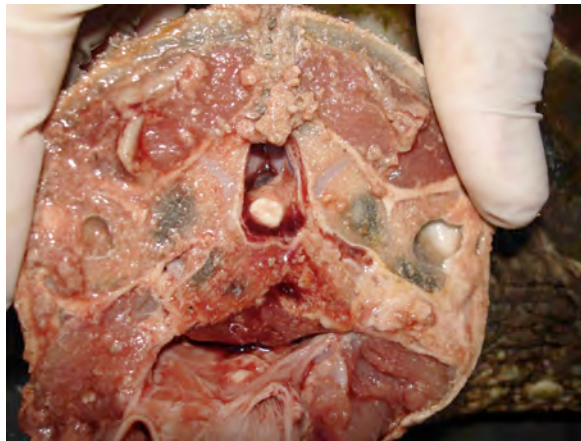


Figure 41 : Coupe transversale de boîte crânienne chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

III- Bilan des lésions retrouvées au centre de soins de Moorea

Le bilan des lésions retrouvées sur des tortues recueillies au centre de soins de Moorea a été réalisé à partir des rapports d'autopsies réalisées avant et pendant la durée de cette étude. Il s'agit d'une étude rétrospective non exhaustive, depuis la création du centre en 2004.

Les difficultés rencontrées lors de la réalisation de ce bilan sont un nombre réduit de photographies interprétables et le manque de données au niveau histologique. Les interprétations réalisées dans cette partie seront donc basées essentiellement sur des observations macroscopiques et sur les données retrouvées dans la littérature.

1. Lésions liées au braconnage ou indirectement liées à la présence de l'homme

Les tortues marines font parties de la liste des espèces menacées (IUCN). Cependant elles font encore l'objet de braconnage et de commerce illégal en Polynésie française, qui contribuent largement à leur déclin.

Les traumatismes liés au braconnage sont les lésions les plus couramment retrouvées au centre de soins de Moorea. Au total, 73 tortues arrivées mortes ou mortes au centre ont présentées au moins une plaie liée à une tentative de pêche soit 33 % des tortues mortes ou arrivées mortes. Parmi elles, on dénombre 56 *Chelonia mydas* mortes au centre, 15 *Eretmochelys imbricata* dont 3 sont arrivées mortes et 12 sont mortes au centre et 2 *Lepidochelys olivacea* mortes au centre. Les longueurs curvilignes des individus à leur arrivée étaient comprises entre 40,5 cm et 62 cm chez les tortues vertes, entre 42 cm et 60,7 cm chez les tortues imbriquées et entre 65 et 67 cm chez les tortues olivâtres. Dans le cas des tortues olivâtres, il s'agit uniquement de prises accidentelles par des engins de pêche hauturière de type palangre.

Tableau 12 : Longueur curviligne initiale (LCVi) des individus arrivés morts ou morts au centre et présentant une ou plusieurs plaies

	Moyenne LCVi	Ecart type LCVi
<i>Chelonia mydas</i>	50,0	7,7
<i>Eretmochelys imbricata</i>	52,1	6,4
<i>Lepidochelys olivacea</i>	66	1,4

Les longueurs curvilignes moyennes obtenues pour chaque espèce sont toutes situées autour de 50 cm. Les individus concernés sont donc tous des juvéniles de grandes tailles ou des sub-adultes. Les tortues vertes sont réputées mondialement pour la finesse de leur chair, ressource utilisée dans de nombreuses populations insulaires. En ce qui concerne les tortues imbriquées, les longueurs curvilignes moyennes sont proches de celles obtenues chez les tortues vertes. Or ces dernières ne sont pas consommées en Polynésie française du fait de leur potentielle toxicité (Bagnis, 1972 ; Brodin, 1992 ; Fussy, 2006). Les braconniers différencient normalement les deux espèces, il est cependant possible qu'une erreur soit commise de temps à autre. La pêche de tortues imbriquée peut avoir différentes causes : une chasse au trophée pour la carapace, une chasse afin d'éviter la prédation sur les huîtres perlières ou encore l'entraînement d'adolescent à la chasse à la tortue.

Les impacts de flèches sont presque exclusivement localisés au niveau du cou, des membres, du crâne et de la dossière mais il est fréquent d'observer sur un même individu, plusieurs localisations.

Tableau 13 : Localisation des plaies selon les espèces chez les tortues arrivées mortes ou mortes au centre de soins

	Crâne	Cou	Membres	Dossière
<i>Chelonia mydas</i>	0	6	4	2
<i>Eretmochelys imbricata</i>	5	2	3	1
<i>Lepidochelys olivacea</i>	0	0	2	1

Cette étude met en évidence que les tortues imbriquées sont celles qui sont le plus touchées au niveau de la tête en général alors que les tortues vertes présentent plutôt des plaies au niveau du cou et des membres. Ces localisations préférentielles peuvent être expliquées par le fait que les tortues imbriquées sont beaucoup plus facile à approcher (jusqu'à 1,5m) pour obtenir une précision aussi importante. La dossière, plus difficile à perforer est la localisation la moins observée.



Figure 42 : Perforation d'environ 1 cm de diamètre au sommet du crâne à la jonction entre l'écaille frontopariétale et des deux écailles pariétales chez une tortue imbriquée (*Eretmochelys imbricata*) de 60,7 cm (source : Te mana o te moana)



Figure 43 : Perforation du crâne longitudinalement et de l'oeil gauche chez une tortue imbriquée (*Eretmochelys imbricata*) (source : Te mana o te moana)

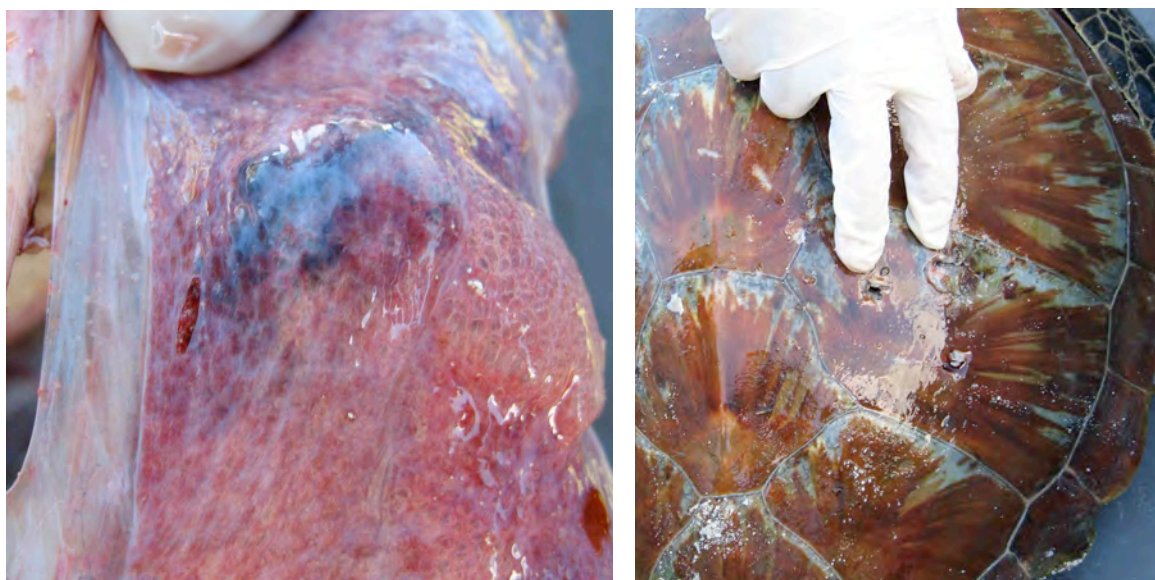


Figure 44 : Perforation par un harpon à main (patia) de la dossière et du poumon sous-jacent chez une tortue verte de longueur curviligne de 48 cm (source : Te mana o te moana)

Les tortues marines sont réparties à la fois dans les eaux peu profondes et en haute mer selon leur stade de vie. Par conséquent, elles peuvent interagir avec les activités liées à la pêche aussi bien en zone côtière qu'hauturière. La pêche à la crevette et les chaluts benthiques constitueraient les principales menaces de ce type (Hirth et Ogren, 1990 ; Henwood et Stuntz, 1987 ; Renaud et al., 1993). Ces captures accidentelles ont poussé certains pays à utiliser de nouveaux dispositifs afin d'exclure les tortues des engins de chalutage. Le code de conduite pour une pêche responsable (FAO), adopté en 1995 ainsi que la déclaration de Reykjavik (2001) préconisent la réduction des prises d'espèces non ciblées dans le cadre de la conservation des espèces menacées. Au centre de soins de Moorea, 2 tortues sont concernées par des lésions liées à une pêche accidentelle dont une tortue verte de 72 cm et une tortue imbriquée de 46 cm. Concernant les tortues olivâtres, leur habitat pélagique les rend plus vulnérables aux engins de pêche.



Figure 45 : Lésions liées à l'étranglement du membre par un filet de pêche chez une tortue imbriquée (*Eretmochelys imbricata*) femelle de LCVi de 46 cm (source : Te mana o te moana)

Les tortues marines doivent régulièrement remonter en surface pour respirer mais aussi lors des accouplements. De ce fait, elles représentent des proies faciles pour de nombreux prédateurs (requins principalement) et poissons piscivores ou oiseaux marins pour les plus petites d'entre elles. Cette nécessité de respirer les expose également à de nombreux dangers tels que les hélices de bateaux, à l'origine de lésions au niveau de la dossière ou des membres mais aussi d'amputations dans les cas les plus sévères. Au centre de soins de Moorea, les amputations de membres concernent 4 individus dont 1 tortue verte d'une longueur curviligne de 55,2 cm, une tortue imbriquée de 56 cm et 2 tortues olivâtres de 59,7 et 67 cm. Les fils de pêche s'enroulent le plus souvent autour des membres, créant ainsi une ligature du membre.



Figure 46 : Amputation du membre antérieur chez une tortue verte femelle juvénile (source : Te mana o te moana)

2. Lésions de l'appareil digestif

Sur les 220 tortues mortes au centre de soins ou arrivées mortes, 50 d'entre elles présentaient des lésions digestives soit 22,7% des individus. Les principales lésions macroscopiques retrouvées chez les tortues marines incluent les intussusceptions, les iléus, les sténoses, les occlusions, les torsions et les ruptures souvent associés à l'ingestion de corps étrangers ou à des aliments de consistance dure dans le bol alimentaire (corail, sable). Les entérites fibrineuses, catarrhales et nécrotiques sont fréquemment diagnostiquées et peuvent être associées à d'autres lésions ou à des infections bactériennes et/ou systémiques.

Des signes d'inflammation intestinale non spécifiques et souvent chroniques ont également été observés et sont souvent associés à des lésions d'impaction, d'occlusion ou de stase. Il est donc difficile de déterminer la cause primaire de ces inflammations. Les lésions histologiques rapportées dans ce type de cas incluent des érosions de la muqueuse intestinale, des oedèmes, un aplatissement et une fusion des villosités, des hyperplasies au niveau des cryptes intestinales et l'augmentation du nombre de cellules inflammatoires intra-mucosales.

a. Impaction oesophagienne

Il est fréquent de retrouver de grande quantité de nourriture dans l'œsophage des tortues autopsiées sans pour autant que des lésions macroscopiques y soient associées ou qu'il y ait une origine pathologique.

La distension associée à une impaction oesophagienne a été retrouvée chez 4 individus autopsiés. Parmi elles, on compte deux tortues vertes dont 1 arrivée morte et 1 morte au centre de soins, 1 tortue imbriquée et une tortue olivâtre, toutes reçues à plus de six mois.

Étiologie

Ces impactions peuvent être dues à un déficit de motricité des sphincters oesophagiens, à des obstructions par une trop grande quantité de bol alimentaire ou par un aliment de volume trop important. Les espèces se nourrissant en surface sont aussi susceptibles d'ingérer des corps étrangers flottants. Ceux-ci peuvent alors être piégés par les papilles kératinisées de la muqueuse oesophagienne et entraîner ainsi une obstruction partielle ou complète. Dans le cas d'une tortue olivâtre concernée par ce type de lésion, de la bouillie de végétaux similaire à celle qui avait été utilisée pour son gavage trois semaines avant son décès a été mise en cause.

On notera également qu'une tortue verte arrivée déjà morte au centre de soins présentait une obstruction totale de l'œsophage par une tête de poisson. On remarquera que ces lésions ne sont pas toujours associées à des signes d'inflammations.

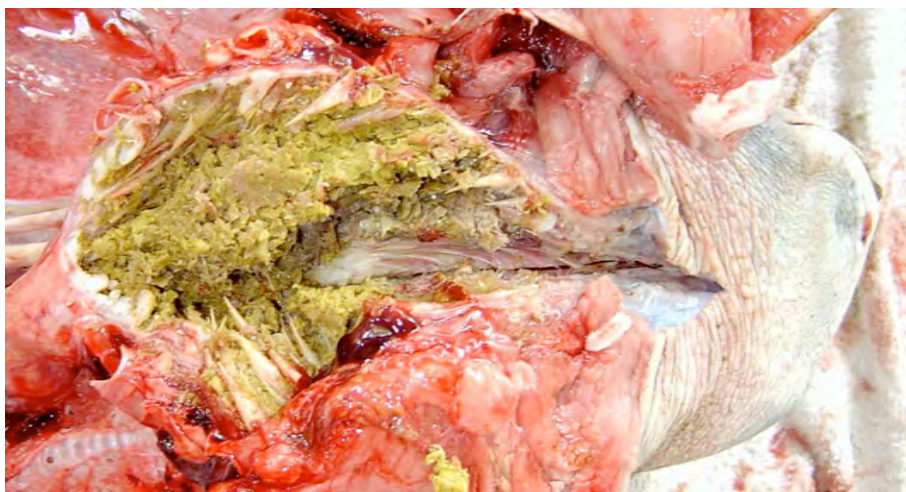


Figure 47 : Présence d'algues à l'origine d'une impaction de l'oesophage chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

Signes cliniques

De l'apathie a été observée chez une des tortues vertes et chez la tortue olivâtre et un amaigrissement chez la tortue imbriquée. Un retard de croissance a également été observé chez la tortue olivâtre.

Traitement

Dans le cas d'une obstruction oesophagienne proximale par un corps étranger non perforant, celui-ci pourra être retiré manuellement sous anesthésie générale (Mc Arthur et al., 2004).

b. Occlusions et obstructions gastro-intestinales

Les principales lésions retrouvées au niveau gastro intestinal sont dues à des occlusions ou à des obstructions. Ce type de lésion est fréquent chez les tortues marines et dans un premier temps l'animal est souvent asymptomatique puis son état se dégrade sur une courte période. Au centre de soins, les obstructions stomacales concernent 14 tortues : une tortue verte arrivée morte et 13 des tortues autopsiées après leur décès à la clinique dont 1 tortue verte de moins de six mois, 11 de plus de six mois et 1 tortue imbriquée de plus de six mois. Des obstructions intestinales ont été observées chez 3 individus dont une tortue imbriquée et deux tortues vertes.

La plupart des impactions intestinales ont pour origine la présence de morceaux de coquilles, d'exosquelettes chitineux de crustacés ou de mollusques ingérés par la tortue. Ces impactions peuvent donner lieu à une dilatation des anses intestinales voire à un météorisme généralisé.

Les éléments à l'origine de l'impaction peuvent également engendrer certaines lésions comme des ulcérations de la muqueuse intestinale.



Figure 48 : Obstruction stomacale formée par un amalgame d'une sangle de masque de plongée et d'herbes séchées (source : Te mana o te moana)



Figure 49 : Obstruction intestinale chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

Étiologie

Les tortues marines ingèrent fréquemment différents types de corps étrangers tels que des sacs plastiques ou autres débris flottants qui peuvent être confondus avec des méduses ou des algues et sont des causes fréquentes d'occlusions et de lésions de la muqueuse gastro intestinale chez les tortues marines. On considérera que le terme « corps étrangers » comprend tous les éléments ne faisant pas parti du régime alimentaire de l'espèce de tortue marine considérée.

Les aliments très déshydratés ingérés en grande quantité peuvent aussi venir obstruer la lumière stomacale. On trouve également des bouchons faisant obstruction au niveau du pylore qui peuvent être des mélanges d'algues et de coraux ou de sable. On notera que sur les cinq tortues autopsiées ayant ingérés des corps étrangers, quatre d'entre elles présentaient des signes d'obstruction stomacale. Des signes de congestion de la muqueuse stomacale ont été observés sur la dernière.

Signes cliniques

Dans le cas des obstructions stomacales, la tortue verte de moins de six mois a uniquement présenté de l'apathie alors que parmi les tortues vertes de plus de six mois, de l'apathie a été noté chez 8 d'entre elles, un amaigrissement chez 4 individus (dont 1 tortue imbriquée) et de l'anorexie ou de la dysorexie chez 7 individus (dont 1 tortue imbriquée).

Une obstruction stomacale sera donc systématiquement suspectée chez toutes les tortues présentant des signes d'apathie, de dysorexie ou d'anorexie.

Diagnostic

Le diagnostic se fera par radiographie s'il s'agit d'un corps étrangers radio opaque tel qu'un hameçon métallique ou par endoscopie pour mettre en évidence un corps étrangers non radio opaque tel qu'un sac plastique ou la présence de lésions du tube digestif. Les méthodes radiographiques utilisant des produits de contraste tels que le sulfate de Baryum (contre indiqué lors d'occlusion) ou l'iodinate non ionique permettent d'évaluer le temps de transit gastro-intestinal et donc d'éventuelles obstructions (Di Bello et al., 2006). Les produits de contrastes peuvent être administrés via une sonde gastrique ou dans le colon.

On notera que l'endoscopie est plus difficile à mettre en place et nécessite systématiquement une anesthésie générale de l'animal. Elle ne pourra donc pas être réalisée sur une tortue débilitée.

Traitement

Les corps étrangers non traumatiques tels que les sacs plastiques pourront être retirés sous endoscopie assistée ou chirurgicalement.

Si le corps étranger n'est pas perforant, un traitement médical pourra être envisagé. La tortue recevra une fluidothérapie sous cutanée à base de ringer lactate, une fois par jour pendant 3 jours, du métoclopramide à 0,5 mg/kg et de la triméthoprim sulfadiazine à 20 mg/kg tous les jours jusqu'à la disparition des symptômes (Reidarson et al., 1994).

Dans le cas des obstructions intestinales, une alternative à ce traitement pourra être l'administration d'huile minérale type huile de paraffine, à l'aide d'une sonde gastrique à raison de 6 à 10 ml/kg. Certains stimulants de la motilité intestinale pourront aussi aider à

faciliter le transit comme le Cisapride (0,5 à 2,0 mg/kg, par voie orale toutes les 4 heures jusqu'au rétablissement du transit) ou une injection de Métoclopramide à 0,06 mg/kg.



Figure 50 : Dilatation avec obstruction stomacale par des morceaux de plastiques utilisés pour les parcs à poissons (source : Te mana o te moana)



Figure 51 : Muqueuse stomacale congestionnée et hypertrophiée (dilatation stomacale) (source : Te mana o te moana)

c. Diverticule intestinal

Un diverticule situé à proximité du cloaque a été observé chez une tortue verte de 8 mois.

Étiologie

Dans ce cas précis, étant donné l'âge de l'individu, l'origine de cette lésion semble être congénitale



Figure 52 : Diverticule formé à proximité du cloaque chez une tortue verte de 8 mois
(source : Te mana o te moana)

Signes cliniques

De l'anorexie ou de la dysorexie, un amaigrissement et de la constipation peuvent être observés.

Traitement

- Médical (cf constipation)
- Chirurgical : entérectomie du diverticule.

d. Sténose et volvulus intestinal

Étiologie

Les sténoses intestinales peuvent résulter de l'adaptation anatomique suite à une obstruction ou une diminution de la motilité. Chez les tortues en captivité cette dernière peut être due à de l'obésité, à l'alimentation, à une diminution de l'activité physique, à une maladie intestinale chronique ou à l'administration d'antibiotiques inadaptés.

Au centre de soins, trois tortues sont concernées par cette lésion dont une tortue verte, une tortue imbriquée et une tortue olivâtre. Chez les tortues vertes, un léiomyome peut aussi être associé à la sténose (HelmickD et al., 2000).

Signes cliniques

Dans le cas d'une sténose intestinale on pourra observer : une anomalie de flottaison, de la léthargie, de la dysorexie, des régurgitations ou de la constipation (Erlacher-Reid et al., 2013), de la diarrhée et des infections localisées ou généralisées en septicémie (Norton et al., 2005).

Diagnostic

Les signes cliniques associés à cette affection sont peu spécifiques, on aura donc recours à l'imagerie et à des analyses de sang.

Diagnostic radiographique

Les anses intestinales apparaissent dilatées et une accumulation de matériel peut être visible. Cependant le faible contraste radiographique gastrointestinal associé à l'utilisation de produits de contraste oraux permet de mettre en évidence la présence de sténose intestinale ou cloacale. La colonoscopie peut être utilisée pour visualiser directement la sténose chez les tortues vertes quand une obstruction est suspectée (Erlacher-Reid et al., 2013).

Des analyses biochimiques et hématologiques comme une anémie, une hypoglycémie, une hypoalbuminémie et une hypocalcémie ou une augmentation de la créatine kinase, de l'aspartate aminotransférase et de l'azote uréique peuvent être observés. Mais ces signes cliniques sont peu spécifiques (Erlacher-Reid et al., 2013).

Traitement

Selon la taille de la sténose plusieurs traitements peuvent être envisagés : médical symptomatique ou chirurgical.

Traitement chirurgical

Dans le cas des volvulus, l'approche coelomique se fera par ostéotomie du plastron. Les anses seront ensuite déroulées.

Dans le cas de sténoses, si la portion sténosée n'est plus fonctionnelle, une résection pourra être réalisée.

La fermeture du plastron sera réalisée à l'aide de vis autobloquantes et d'un fil qui formera un huit autour de l'incision puis scellé à l'aide de fibre de verre et de résine époxy à séchage rapide.

e. Entérites

Huit tortues vertes, trois tortues imbriquées et deux tortues olivâtres ont présenté des zones avec perte de substance ou nécrosées au niveau gastro-intestinal. Des zones de sténoses intestinales étaient également associées à ces lésions chez une tortue de chacune de ces espèces. Les lésions observées sur la muqueuse intestinale sont essentiellement une muqueuse rouge et oedematiée plus ou moins recouverte de mucus et des inflammations exsudatives caractérisées par l'apparition d'un exsudat fibrineux qui coagule à la surface de la muqueuse parfois associée à une nécrose. Des zones de congestion gastro intestinale ont été notées chez trois tortues vertes.

Étiologie

Ces lésions peuvent apparaître chez les tortues débilitées et être associées à la présence de trématodes (Georgia Sea Turtle Hospital) ou à une infection bactérienne. Différents types de bactéries peuvent être mises en cause : *Chlamydia psittaci* (Homer et al., 1994), *Bacillus spp.*, *Escherichia coli*, *Pasteurella spp.*, *Proteus spp.*, *Serratia marcescens*, *Staphylococcus spp.*, *Streptococcus spp.* et *Vibrio alginolyticus* (Oros et al., 2005).

Signes cliniques

Tableau 14 : Signes cliniques observés lors d'entérite en fonction de l'espèce

	<i>Chelonia mydas</i>	<i>Eretmochelys imbricata</i>	<i>Lepidochelys olivacea</i>
Prolapsus cloacal	0	0	1
Amaigrissement	2	2	1
Apathie	7	3	2
Anorexie/dysorexie	5	2	1
Flottabilité excessive	3	1	1
Parasitisme interne	1	1	0



Figure 53 : Zones de couleur noire et présence de fibrine sur la muqueuse intestinale chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

Traitement

Le traitement sera essentiellement basé sur une antibiothérapie et/ou l'administration d'antiparasitaires.

f. Tympanisme

Le tympanisme est dû à une production excessive de gaz par les micro organismes du tube digestif. Ce phénomène a été observé chez deux tortues vertes dont une émergente et une subadulte.



Figure 54 : Tympanisme chez une tortue verte subadulte (source : Te mana o te moana)



**Figure 55 : Tympanisme chez
une tortue verte émergente
(source : Te mana o te moana)**

Étiologie

Le tympanisme ou météorisation peut apparaître lors d'un déséquilibre alimentaire (ration comportant une trop grande quantité d'aliments rapidement fermentescibles et/ou trop peu de fibres), un changement d'alimentation trop brutal, le gavage de tortue fortement débilitées ou anorexiques depuis longtemps.

Ce phénomène peut aussi apparaître lors d'obstructions ou d'occlusions intestinales.

Signes cliniques

Flottaison excessive, apathie, anorexie.

Diagnostic

Un examen radiographique avec transit baryté pourra être réalisé pour visualiser directement la dilatation des anses intestinales.

Traitement

Stimulation du péristaltisme, administration d'antispasmodiques et favoriser l'exercice. La prolifération bactérienne devra aussi être contrôlée.

g. Prolapsus cloacal

Au centre de soins, 4 tortues vertes dont 3 émergentes et une tortue olivâtre ont présenté cette lésion.

Étiologie

Parmi les étiologies on retrouve les entérocolites bactériennes ou parasitaires, de la constipation, du ténesme, une occlusion intestinale, de l'obésité ou une hypocalcémie.



Figure 56 : Prolapsus cloacal chez une tortue verte juvénile (à gauche) et chez une émergente (à droite)
(source : Te mana o te moana)

Diagnostic

Le diagnostic est clinique et des analyses biochimiques peuvent être réalisées afin de vérifier l'absence d'hypocalcémie. On considère qu'il y a hypocalcémie pour des valeurs de calcémie inférieure à 70 mg/L. Chez les tortues vertes, la calcémie normale doit être située entre 70 et 470 mg/L (voire plus chez les femelles gravides).

Traitement

1. Traitement de l'hypocalcémie (Mac Arthur et al., 2004 ; Matteis, 2004) :

- Corriger un éventuel déséquilibre du ratio Ca/P dans la ration alimentaire
- Normaliser la calcémie avec des injections parentérales de sel de calcium (gluconate, chlorure, glubionate) à 100 mg/kg/jour en intramusculaire ou intra veineuse jusqu'à restauration de la calcémie si l'animal est cliniquement hypocalcémique.

- Ajouter des suppléments oraux de vitamine D3 (calcitriol) s'il existe un défaut d'exposition aux UVB (hypovitaminose D3).
- Traitement d'une éventuelle insuffisance rénale

2. Différentes techniques existent pour réduire un prolapsus :

- Réduction manuelle après recouvrement par une compresse humide d'eau froide +/- imbibée d'adrénaline. Et suture en bourse laissée en place une semaine. On veillera à ne pas occlure un conduit urinaire ou génital lors de la réalisation de la suture.
- Résection après mise en place d'un support tubulaire dans la lumière puis suture de la plaie
- +/- Colopexie entre séreuses du colon et parois costales

3. Parasitisme

a. Parasites internes

i. Trématodes

1. *Pyelosomum* sp.



Figure 57 : Trématodes (*Pyelosomum* sp.) (source : Te mana o te moana)

Ce parasite a été retrouvé au niveau vésical chez deux tortues vertes d'environ quatre ans. Pour l'une d'entre elle, la vessie présentait un contenu épais de couleur jaune crème, l'autre était trouble mais non opaque. Les trématodes observés étaient de couleur blanc-jaunâtre,

concaves ventralement et d'une taille d'environ 1,3 mm sur 4 mm. Il appartient au groupe des trématodes digénétiques monostomes : famille des *Pronocephalidae*, sous-famille des *Pronocephalinae*, caractérisée par la situation de la poche de cirre, du pore génital, de l'ovaire et des glandes vitellogènes (Yamaguti, 1971).

Pyelosomum cochlear et *Pyelosomum posterorchis* ont été identifiés chez des tortues vertes et chez les tortues imbriquées au Panama, au Costa Rica et en Floride (Santoro et al., 2006 ; Dyer et al., 1995). *Pyelosomum renicapitae* a également été observé chez des tortues Luth (Almor et al., 1989). La position de l'ovaire et des testicules permettrait de différencier *P. renicapite* de *P. cochlear* alors que *P. posteriorchis* diffère par la position de l'ovaire et de l'orifice génital. Dans les deux cas présents la diagnose précise du parasite n'a pas été réalisée.

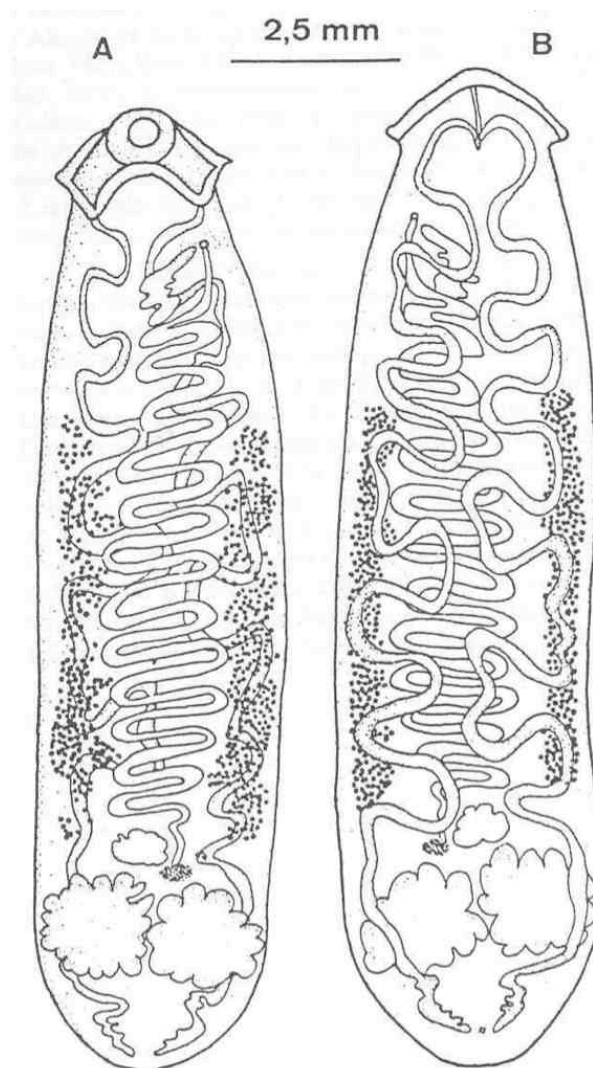


Figure 58 : Schéma de *Pyelosomum recapitae* (source : Leydi, 1856 cité par Almor et al., 1989) en vue dorsale et ventrale

Signes cliniques

Les deux tortues présentaient de l'apathie, de l'anorexie et un problème de flottaison.

2. Spirorchides

Les lésions les plus fréquemment retrouvées au niveau du cœur et du système cardio vasculaire en général sont celles associées à la présence de trématodes Spirorchidiides. Ces parasites ont été fréquemment observés chez des tortues marines en Australie (Cribb et al., 1998 ; Glazebrook et al., 1989 ; Gordon et al., 1998 ; Raidal et al., 1998) à Hawaï (Dailey et al., 1998 ; Work et al., 2005) et dans les Caraïbes (Dyer et al., 1991 ; Santoro et al., 2007). Une de ces études, menée dans la baie de Moreton en Australie a révélé que 98% des tortues autopsiées présentaient ce parasite (Gordon et al., 1998). Mais la fréquence serait moins élevée dans d'autres régions du monde (Dailey et al., 1998 ; Glazebrook et al., 1989). A Moorea, les parasites internes retrouvés sont à 70% des trématodes spirorchides.

Plusieurs espèces de trématodes spirorchides ont pu être identifiées chez les tortues marines : *Hapalotrema mehrai*, *Hapalotrema postorchis*, *Hapalotrema dorsopora*, *Neospororchis schistosomatoides*, *Learedius learedi*, *Hapalotrema dorsopora* et *Carettacola hawaiiensis*, *Monticellius indicum*, *Amphiorchis solus* et *Haemoxenicon sp.* (Gordon et al., 1998 ; Aguirre et al., 1998 ; Rand et al., 1985 ; Herbst et al., 1998, Dailey et al., 1993 ; Work et al., 2005 ; Raidal et al., 2008).

Chez une tortue verte et une tortue imbriquée, la présence des trématodes était associée à une congestion du tube digestif. Au centre de soins, 12 tortues (soit 5,4% des individus autopsiés) dont 3 tortues vertes de moins de 6 mois, 6 tortues vertes de plus de six mois et 3 tortues imbriquées ont présentés ce type de lésions. En moyenne, les longueurs curvilignes à l'arrivée étaient de 31,9 cm +/- 17,3 cm chez les tortues vertes et de 55,9 +/- 6,1 cm chez les tortues imbriquées.



Figure 59 : Œufs de trématodes Spirorchides de gros diamètres dans la muqueuse stomacale chez une tortue verte (source : photographie personnelle)

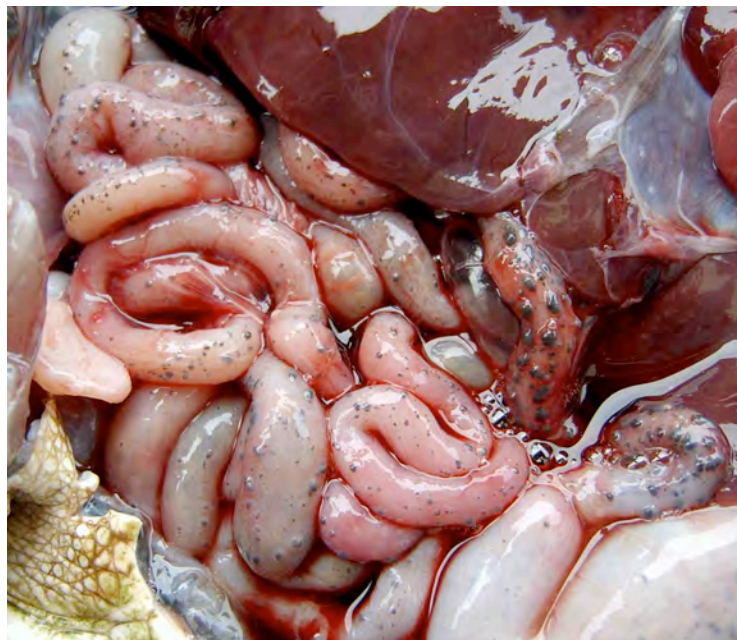


Figure 60 : Œufs de trématodes Spirorchides de petits diamètres disséminés dans la muqueuse intestinale chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

Cycle de vie

Les œufs passent dans l'environnement, où ils éclosent puis la forme motile du parasite appelée miracidium pénètre dans l'hôte invertébré. Ces derniers sont inconnus à l'heure actuelle. Ces parasites vivants en eaux fraîches, les gastéropodes sont suspectés d'être à la base de leur cycle de vie. Un seul gastéropode peut produire des centaines de stades infectieux par jour. Les larves mobiles (cercaires) émergent de l'hôte intermédiaire pour pénétrer l'hôte définitif. Les schistosomes infectent typiquement les hôtes vertébrés par pénétration au niveau des tissus mous ou des membranes muqueuses, tel que celle présentes autour des yeux et du cloaque. Les adultes vivent dans le système vasculaire de l'hôte définitif et peuvent déposer un vaste nombre d'œufs dans la circulation sanguine. Les deux hôtes sont requis pour la survie et la reproduction du parasite. En revanche, les durées de chaque phase du cycle sont encore inconnues.

Lésions observées

Les œufs de trématodes spirorchiides ressemblent à de petites masses sombres surélevées de deux à trois millimètres de diamètre. Il est fréquent de retrouver des œufs de Spirorchiides dans de nombreux organes même lorsque les adultes échappent à la détection macroscopique ou histologique. Les adultes infectent les vaisseaux sanguins et divers organes mais sont le plus souvent retrouvés au niveau des cavités cardiaques et de l'aorte distale.

Les lésions macroscopiques et histologiques associées à ces parasites sont des endocardites, des artérites et des thromboses fréquemment accompagnées par la formation d'anévrismes, de nodules contenant les parasites, des proliférations papillomateuses au niveau des vaisseaux sanguins, des dépôts de calcium intra luminal, des œdèmes périvasculaires et des infarctus (Aguirre et al., 1998 ; Gordon et al., 1998 ; Raidal et al., 1998). Des cas de thromboses aortiques septiques ont également été observés.

Les parois vasculaires peuvent être également épaissies au niveau de certains organes (poumons, intestin et rate). Il en résulterait une hypertension ante mortem mais les études sur le sujet sont limitées. Les thrombi formés à l'intérieur des vaisseaux semblent s'extérioriser pour former des granulomes inflammatoires en réponse à l'épaississement des parois vasculaires. Il en résulte l'apparition de nodules sur la surface des organes. (Gordon et al.,

2005). Au niveau des glandes à sel, des granulomes associés aux œufs de spirorchides, de sévérité variable sont communément retrouvés au niveau des tissus enveloppant les canaux centraux des lobules et peuvent parfois s'étendre à l'intérieur voire obstruer les glandes.

Microscopiquement, les œufs de Spirorchides peuvent être identifiés dans les vaisseaux sanguins ou adjacents à ceux-ci dans presque tous les organes (avec une prédominance sur la muqueuse intestinale) et sont fréquemment entourés par des granulomes pouvant atteindre plusieurs millimètres de diamètre (Dyer et al., 1991). Ces lésions sont souvent associées à des lésions inflammatoires et il est souvent difficile d'évaluer si le nombre de parasites (et d'œufs présents) est pathologique ou non. Elles peuvent aussi être associées à différents processus pathologiques comme la fibropapillomatose, la coccidiose (*Caryospora sp.*) et être à l'origine de dissémination bactérienne puis d'infection (avec ou sans thrombose septique). Les bactéries mises en jeu sont essentiellement des GRAM négative de type *Escherichia coli*, *Citrobacter freundii* et *Moraxella sp* (Gordon et al., 1998 ; Raidal et al. 1998). En revanche nous ne savons pas si les affections se potentialisent entre elles ou si l'ensemble de toutes ces affections est plutôt le résultat d'autres facteurs (probablement environnementaux).

On notera que la charge d'œufs dans les tissus augmente la détérioration de la condition corporelle (Work et al., 2005). Les granulomes formés à partir des œufs de spirorchides peuvent être à l'origine de pneumonies ou de méningites (Gordon et al., 1998).

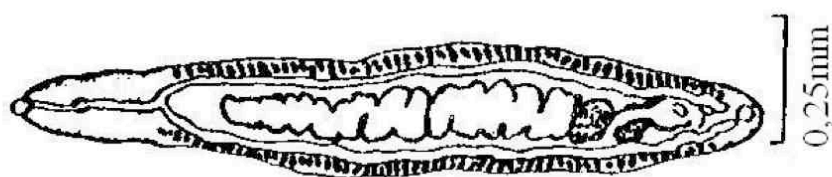


Figure 61 : Spirorchis (trématodes) en coupe longitudinale (source : FLYNN)

Signe cliniques

À l'exception d'une émergente, toutes les tortues infestées par des trématodes spirorchides ont présenté de l'apathie. De l'anorexie a aussi été observée chez les trois tortues imbriquées, chez les deux émergentes et chez deux des tortues vertes. Un retard de croissance chez une des émergentes, de l'amaigrissement chez deux tortues imbriquées et une tortue verte. De la

flottabilité excessive chez deux tortues imbriquées et deux tortues vertes. Enfin un prolapsus cloacal a pu être observé chez une des tortues vertes de plus de six mois.

Examens complémentaires

Un analyse sérologique dirigé contre les antigènes de vers adultes peut permettre de réaliser un diagnostic sur l'infection aux trématodes spirorchides mais ne permet pas d'obtenir d'informations sur l'intensité de cette infection ni l'espèce mise en cause (Graczyk et al., 1995 ; Work et al., 2005). Le diagnostic de ces différents parasites requière souvent l'apport d'analyses histologiques ou d'examen coproscopique lorsque c'est possible.

Prélèvement de selles en vue d'une coproscopie

L'examen coproscopique peut se faire sur environ 30 g de fèces fraîches (minimum 5g). Chez les tortues marines il est difficile d'obtenir des selles non diluées dans l'eau de mer excepté si l'animal est maintenu dans un bac au sec mais cette méthode peut être à l'origine de constipation. Dans le cadre d'une étude qualitative, un lavage du colon pourra être aussi réalisé : une sonde lubrifiée sera introduite dans le cloaque, jusqu'au colon puis une solution de NaCl à 0,9% stérile et tiède sera instillée par la sonde à raison de 10 ml/kg de poids vif puis le liquide sera réaspiré à l'aide d'une seringue. Dans les deux cas, les selles pourront être conservées 3 jours à +4°C (Balzeau, 1995 ; Schilliger, 1990 et 1999).

La méthode d'enrichissement par flottation est la technique de choix pour mettre en évidence la charge parasitaire de trématodes (*Spirorchidae*). Après l'examen macroscopique et les prélèvements histologiques réalisés sur chaque organe, on réalisera une série de coupes à 10 mm d'intervalles les unes des autres, sur chaque organe, que l'on irriguera à l'aide de sérum physiologique afin de irriguer les œufs, les larves et les adultes. Une fois le cadavre éviscéré on irriguera également la cavité coelomique afin de récolter les parasites issus des organes retirés de la cavité. On laissera ensuite la solution obtenue, sédimenter 15 à 30 minutes. Le surnageant est ensuite mis à décanter, on se débarrassera des sédiments puis on pourra enfin extraire les œufs, larves et adultes à l'aide d'une pipette. Il n'est pas recommandé de filtrer le surnageant afin de ne pas endommager la microstructure du parasite. On utilisera principalement de l'éthanol comme conservateur si on souhaite entreprendre d'autres analyses plus poussées comme un séquençage génétique (PCR).

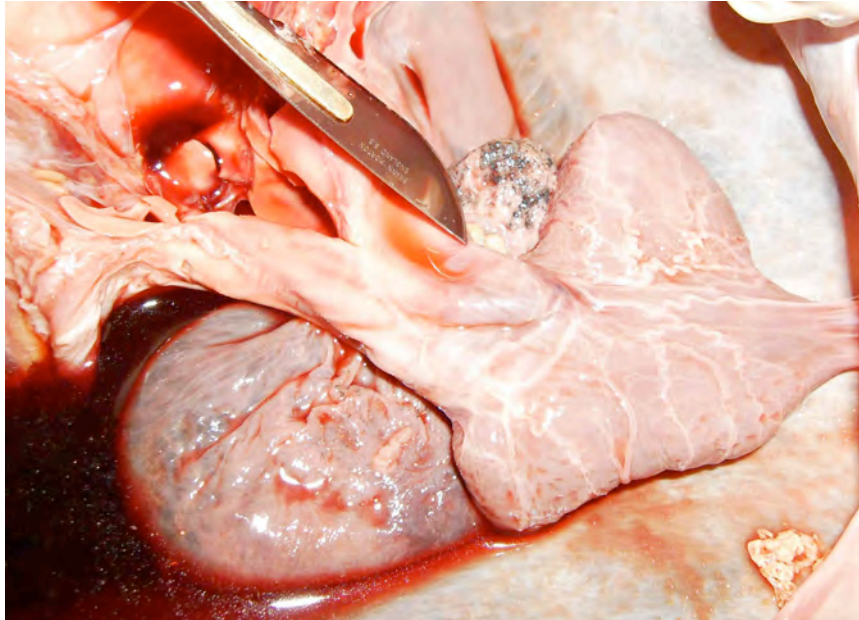


Figure 62 : Atrophie et cicatrisation de l'oreillette gauche avec présence de parasites possible (source : Te mana o te moana)

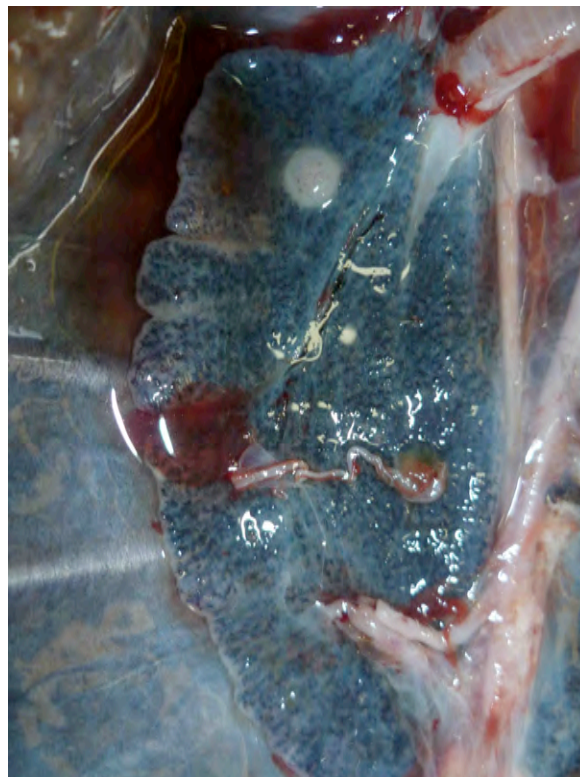


Figure 63 : Trématodes spirorchides dans le parenchyme pulmonaire d'une tortue verte juvénile de 8 mois, en vue générale (source : photographie personnelle)

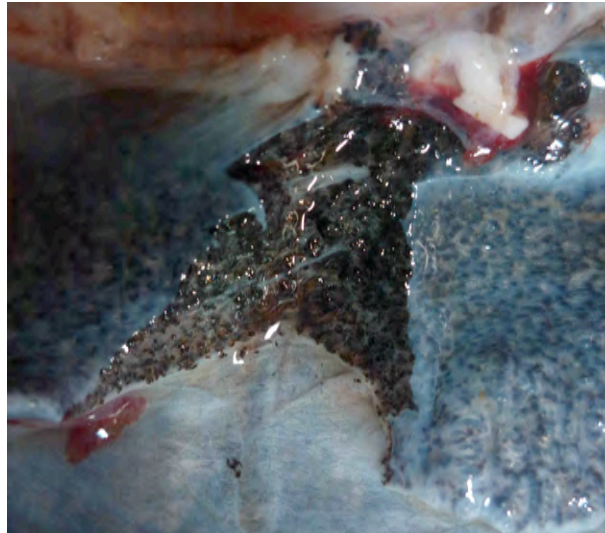


Figure 64 : Trématodes spirorchides : coupe de parenchyme pulmonaire d'une tortue verte juvénile de 8 mois (source : photographie personnelle)

Signes cliniques

Les principaux signes cliniques présents lors d'une infection par des spirorchides ne sont pas spécifiques et incluent de la cachexie, des anémies et des entérites, des gastrites, des méningites, des infections pulmonaires. Ces parasites peuvent aussi être à l'origine d'impactions gastro-intestinales (Flint et al., 2010).

L'infection par les spirorchides se traduit le plus souvent par des maladies vasculaires sévères ou des pneumonies (Wolke et al., 1983).

3. Diaschistorchis pandus (Braun, 1901)

Diaschistorchis pandus est un parasite appartenant au groupe des trématodes digénétiques monostomes : famille des *Pronocephalidae* et du genre *Diaschistorchis*. Ce genre se distingue par un développement moins marqué du col, par la forme des testicules et par un arrangement plus complexe de ses vaisseaux excréteurs. La plupart du temps les vers sont retrouvés dans l'estomac ou dans l'intestin (Jacob et al., 2011).

Au centre de soins de Moorea, des oeufs ont été retrouvés dans l'estomac d'une tortue imbriquée sub-adulte femelle d'une longueur curviligne de 66,1 cm. L'animal avait été trouvé flottant dans le lagon de Moorea et est décédé quelques minutes après son arrivée. Par ailleurs,

la tortue présentait un état de cachexie et une déshydratation importante ainsi qu'une obstruction partielle de l'œsophage.



Figure 65 : Présence d'oeufs de *Diaschistorchis pandus* possible dans l'estomac d'une tortue imbriquée sub-adulte
(source : Te mana o te moana)

Traitement

Dans l'idéal on traitera systématiquement toutes les tortues dès leur arrivée au centre de soins. Dans le cas des trématodes Spirorchides, la molécule de choix est le Praziquantel par voie sous cutanée à 16 mg/kg à renouveler 15 jours après la première prise (Walsh, 1999). Selon une étude de Jacobson et al. (2003) menée sur des tortues caouannes, il serait recommandé d'administrer 25mg/kg de Praziquantel, 3 fois à 3 heures d'intervalles en prophylaxie. Cependant, cette molécule injectable étant très irritante pour des posologies de 16 mg/kg ou de 25 mg/kg, il est recommandé de répartir les points d'injection.

On notera que l'administration d'une concentration de 50 mg/kg peut induire le développement de lésions cutanées (Jacobson et al., 2003). Au centre de soins de Bora Bora, les tortues sont traitées avec une posologie de 8 mg/kg en deux injections à deux semaines d'intervalles (Zipper, 2013), posologie utilisée actuellement à Moorea.

Pour les trématodes digènes en général, il est préconisé d'utiliser le Praziquantel à 150 mg/kg en une administration per os puis à 25 mg/kg trois fois à 3 heures d'intervalles (Mader, 2006) ou selon d'autres sources de 5 à 8 mg/kg en IM ou 5 mg en SC (Bonner, 2000 ; Bour et al., 2002 ; Schilliger, 1997).

Le Chlorhydrate d'émétine (Dihydroemetine Roche nd) de 0,5 à 5,5 mg/kg pendant 10 jours est aussi théoriquement efficace sur les trématodes en général. Ce dernier n'a cependant pas encore été utilisé chez les tortues marines (Schilliger, 1997 ; Brogard, 1992).

ii. Cestodes

Des larves enkystées de cestodes ont été retrouvées au niveau des séreuses du tube digestif mais aussi dans les surfaces séreuses d'autres organes (muscles pectoraux) chez une tortue imbriquée femelle sub-adulte d'une longueur curviligne de 58,6 cm.

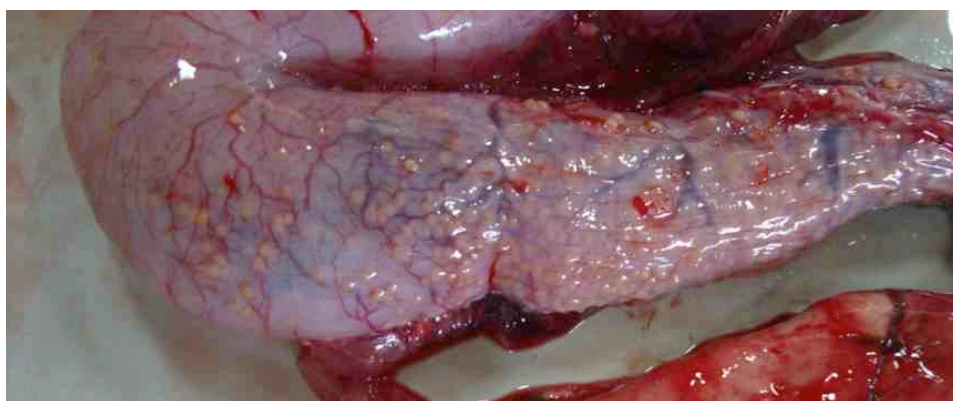


Figure 66 : Estomac avec présence de larves de cestodes chez une tortue imbriquée sub-adulte (source : photographie personnelle)

L'individu présentait par ailleurs une perforation du crâne et de l'œil gauche, probablement à l'origine du décès. Les signes cliniques étant peu spécifiques (apathie sévère avec réflexes cornéens diminués et anorexie), il est difficile d'attribuer ces symptômes à la présence des parasites. On notera cependant que le transit était normal jusqu'au décès avec une production quotidienne importante de selles.

Des larves de *Trypanorhyncha* ont été retrouvées chez des tortues marines du Sea Turtle Hospital en Georgie (USA) et pourrait correspondre à celles retrouvées ici. La diagnose de l'espèce n'a cependant pas été réalisée dans le cas de cet individu.

Les tortues seraient des hôtes paraténiques de ce parasite, ingérés accidentellement la plupart du temps (A. Stacy, 2012). On peut noter que ce parasite a déjà été retrouvé chez des *Epinephelus merra* (Espèce de mérou - *Serranidae*) sur le récif corallien de Moorea (Rigby et al., 1996).

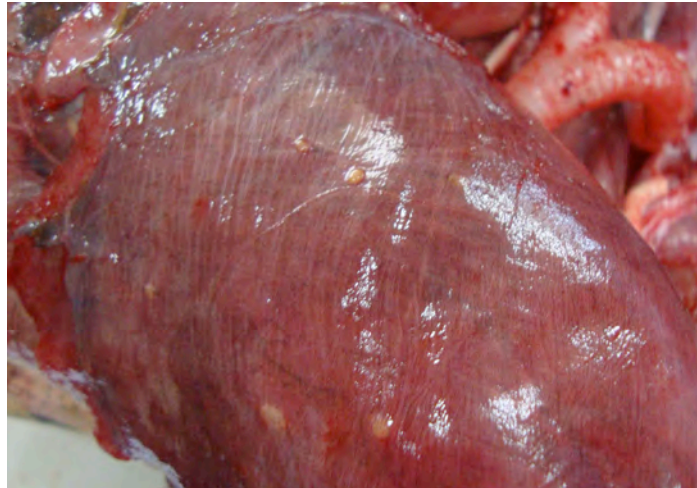


Figure 67 : Muscles pectoraux avec présence de larves de cestodes chez une tortue imbriquée sub-adulte (source : photographie personnelle)

Traitement des cestodoses larvaires

Comme chez les mammifères domestiques, le Praziquantel est efficace contre les cestodes. La posologie pourra être la même que celle utilisée contre les trématodes. Le Niclosamide de 150 à 200 mg/kg par voie orale est efficace contre les cestodes chez les tortues mais n'a pas été testé chez les tortues marines (Bonner, 2000).

Certains parasites n'ont cependant pas pu être identifiés macroscopiquement et les échantillons n'ont pas été conservés, ils n'ont donc pas pu être envoyés pour analyses histologiques.

b. Épibiontes

Le mot épibionte décrit tous les organismes qui vivent à la surface des tortues marines incluant les ectoparasites, les bernacles, les sangsues et les algues. La surface qu'ils recouvrent et le nombre d'organismes présents sur la totalité du corps de la tortue représentent la charge épibiotique. Leur présence indique une flottation anormale. On suppose qu'une charge importante de bernacles de type *Chelonibia testudinaria* sur un animal dont la condition corporelle est faible peut indiquer une incapacité à plonger pour se frotter à des

surfaces abrasives ou à avoir accès à des poissons capables de les déparasiter (Heithaus et al., 2002 ; Losey et al., 1994).

Chez les tortues imbriquées on trouve plus d'une centaine d'espèces physiologiques alors que chez les tortues vertes ce nombre est plus restreint.

On notera également que les individus immatures de petite taille présentant de nombreux *Chelonibia testudinaria* au niveau du plastron ont un état de santé jugé moins bon que ceux présentant une faible charge parasitaire (Flint et al., 2009 ; Stamper et al., 2005).



Figure 68 : Épibiontes chez une tortue verte juvénile
(source : Te mana o te moana)

Chez certaines espèces (tortue verte en particulier), leur présence est significative d'un mauvais état général, d'affections sous-jacentes et signe l'apparition d'une immunosuppression (Flint et al., 2009). En revanche, une forte charge épibiotique chez les tortues imbriquées n'est pas considérée comme délétère pour celle-ci (Flint et al., 2009). Afin de les identifier ou de les séquencer génétiquement, ils peuvent être fixés dans de l'éthanol à 95% (Barnard et al., 2000 ; Olson et al., 2003).



Figure 69 : Présence d'algues sur la dossière d'une tortue verte juvénile (source : Te mana o te moana)

Au centre de soins de Moorea, une charge anormalement élevée d'épibiontes a été observée chez 5 tortues vertes ayant des longueurs curvilignes comprises entre 4,8 cm et 72 cm, 5 tortues imbriquées de 46 cm à 59,8 cm et 1 tortue olivâtre de 59,7 cm.

Des Cyrripèdes, des algues Rodophytes et des filamenteuses ont été identifiées sur l'épiderme de deux tortues imbriquées : une femelle de LCV de 59,8 cm et un individu de 64,3 cm de sexe inconnu.

4. Lésions du foie

a. Cirrhose

Les lésions observées sont une induration nette de l'organe, une déformation par des nodules de tailles variées, une atrophie ou hypertrophie selon l'importance de la dégénérescence, de sclérose ou d'hyperplasie.

Étiologie

Cette lésion peut avoir pour origine une atteinte toxique, une hypoxie, des facteurs immunologiques ou une cholestase.

Signes cliniques

Apathie, problème de flottabilité, anorexie, amaigrissement voire cachexie.

Traitement

Les lésions sont irréversibles, cependant un hépatoprotecteur pourra être administré comme traitement palliatif mais non curatif.

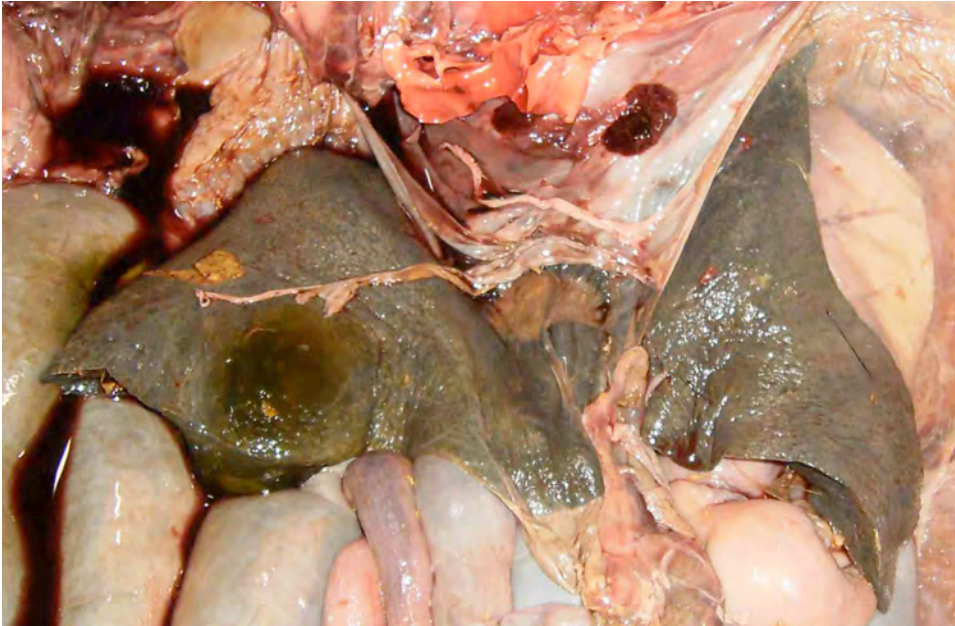


Figure 70 : Atrophie du foie et cirrhose possible avec amaigrissement chez une tortue olivâtre femelle adulte (source : Te mana o te moana)

b. Lipidose

La lipidose est due à l'accumulation de triglycérides dans le cytoplasme des hépatocytes (mobilisation des lipides du foie). Elle peut induire une pâleur et une hypertrophie du foie comme chez de nombreuses autres espèces en raison du rôle du foie dans le métabolisme lipidique. Une seule tortue verte de LCVi de 62 cm recueillie au centre de soins est concernée par cette lésion.

Aspect lésionnel

Elle se traduit macroscopiquement par un foie décoloré, mou, friable et la surface paraît quadrillée.

Étiologie

Elle est souvent associée à de l'émaciation. Peu d'études à ce sujet ont été réalisées chez les reptiles mais on notera cependant que la cachexie, les causes toxiques et les troubles métaboliques, de l'obésité ou une vitellogénèse saisonnière peuvent être à l'origine de

lipidoses chez les tortues (Divers et al., 2006 ; Mac Arthur et al., 2004). Une alimentation exclusive à base de poissons et de calmars peut également être à l'origine de lipidose (Norton, 2013).

Analyses biochimiques

Une augmentation des enzymes hépatiques pourra être observée (Thomson Ahlstrom et al., 2010).

Traitement (Thomson Ahlstrom et al., 2010)

- Correction du régime alimentaire et de l'environnement.
 - Hépatoprotecteurs
 - S adenosyl methionine et meloxicam
 - Artichaut, lait de chardon, lécithine, acide alpha lipoïque, acide gras oméga 3.
- L'ajout de ces suppléments alimentaires a montré une réduction notable des enzymes hépatiques chez les tortues caouannes.

c. Lésions hépatiques d'origine vasculaire

- Congestion passive subaiguë ou chronique

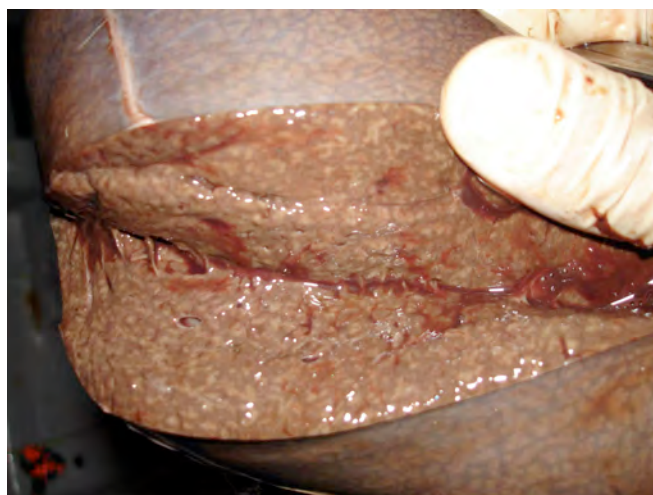


Figure 71 : Foie « muscade » (source : Te mana o te moana)

Macroscopiquement, une accentuation de la lobulation hépatique (foie muscade) pourra être observée. Une fibrose de la veine centrolobulaire pourra se mettre en place avec le temps et le

foie deviendra plus petit et plus ferme (Raymond Letron, 2011). Cette lésion concerne une tortue verte femelle de 57 cm présentant de l'apathie et un amaigrissement marqué ainsi qu'une dysorexie peu de temps avant le décès. Par ailleurs le tissu adipeux était très développé et de consistance augmentée.

Analyses biochimiques (Bolten et Bjorndal, 1992)

- ASAT : 451 UI/l [31 UI/l – 389 UI/l]
- ALAT : 16 UI/l [1 UI/l –15 UI/l]
- PAL : 39 UI/l [13 UI/l –95 UI/l]

L'augmentation des aspartates transaminases n'est pas significative d'un dysfonctionnement hépatique chez les tortues marines (Mac Arthur et al., 2004). Cette enzyme est également présente dans les reins et dans le cœur (Ramsay et Dotson, 1995). Les alanines aminotransférase (ALAT) sont surtout présentes dans le tissu rénal et en moindre concentration dans le tissu hépatique (Ramsay et Dotson, 1995). Cependant, les ALAT sont rarement augmentées même en présence de glomérulonéphrite (Mac Arthur et al., 2004). Les phosphatases alcaline (PAL) sont peu spécifiques du foie et sont des marqueurs de la cholestase chez certaines espèces. Chez les tortues en général, cette enzyme est présente dans les reins et les intestins mais la source principale serait située au niveau des os ou des organes génitaux (Ramsay et Dotson, 1995).

Dans le cas d'affections hépatiques en général, les analyses biochimiques classiques utilisées chez les carnivores domestiques par exemple, ne sont applicables chez les tortues marines. En revanche, le dosage de la biliverdine pourrait être intéressant mais aucune étude n'a encore été réalisée à ce sujet. En effet, cette molécule est le premier produit de dégradation de l'hémoglobine chez les chéloniens (With, 1968). On notera que chez les tortues vertes, un plasma incolore est souvent retrouvé chez les individus carnivores alors que les herbivores benthiques auront tendance à avoir un plasma jaune (Bolten et Bjorndal, 1992).

- Congestion vasculaire active

Étiologie

Par analogie avec les mammifères : compression ou thrombose de la veine sus hépatique ou de la veine cave caudales ou insuffisance cardiaque droite : accumulation de sang veineux.

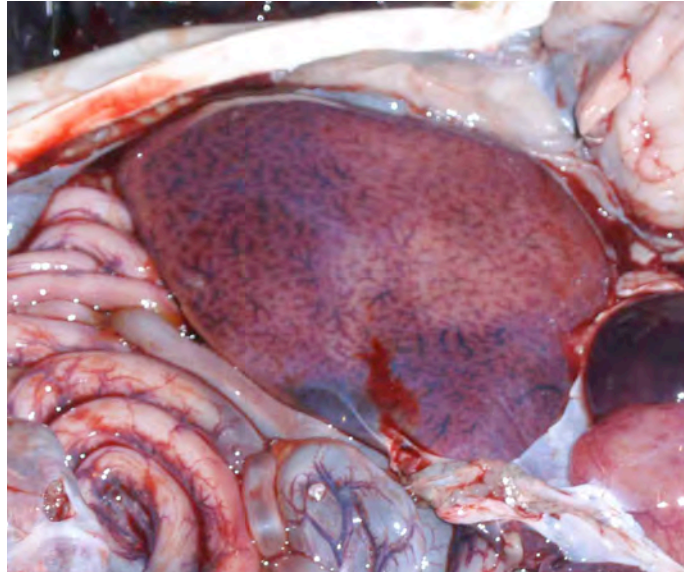


Figure 72 : Congestion vasculaire hépatique (source : Te mana o te moana)

Traitement

Il dépendra de l'étiologie mais un support hydrique et nutritionnel devra être mis en place. L'administration de lactulose pourra aider à réduire les risques d'encéphalopathie. La posologie pourra être la même que chez les mammifères, de 0,25ml/kg à 0,5 ml/kg, 2 à 3 fois par jour par voie orale (Mac Arthur et al., 2004 ; Dossin, 2010).

5. Abscès

a. Abscès cutanés

Les abcès cutanés sont fréquents chez les tortues marines et sont souvent à l'origine de points d'entrée bactériens. Neuf tortues mortes au centre de soins ont présenté des abcès cutanés dont 8 tortues vertes de LCVi moyenne de 26,1 +/- 17,3 cm et une tortue olivâtre de 65 cm.



Figure 73 : Abscès cutané en région cervical chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

Étiologie

Les surinfections bactériennes sont fréquentes chez les tortues marines immunodéprimées et/ou débilitées et peuvent se manifester par des infections au niveau de lésions sur la carapace, causées une mue pathologique des écailles, la formation d'abcès ou des stomatites (Norton et al., 2005 ; Work et al., 2003). Les bactéries rapportées lors de ces surinfections chez les tortues marines incluent : *Vibrio spp.*, *Aeromonas spp.*, *Salmonella spp.*, *Pseudomonas spp.*, *Bacteroides spp.*, *Fusobacterium spp.*, *Flavobacterium spp.*, *Clostridium spp.* et *Mycobacterium spp.*

b. Abscès hépatiques

Des abcès hépatiques ont été retrouvés chez 3 tortues vertes de 33 cm, 42,5 cm et l'une pour laquelle la taille à l'arrivée n'a pas été communiquée, 1 tortue imbriquée de 60,7 cm et 1 tortue olivâtre de 59,7 cm.

Étiologie

De nombreuses voies d'accès sont disponibles pour la dissémination bactérienne : veine hépatique, veine porte, veine ombilicale, artère hépatique, infections ascendantes des voies biliaires, migrations parasitaires, extension directe à partir des organes adjacents (Raymond letron, 2011). Des abcès au niveau épidermique (cas d'une tortue verte) pourraient être à

l'origine de la dissémination bactérienne au niveau hépatique. Des abcès pulmonaires ont également été retrouvés chez une de ces tortues vertes et chez la tortue imbriquée.

Signes cliniques

Tableau 15 : Signes cliniques observés lors d'abcès hépatique ou de la vésicule biliaire

	<i>Chelonia mydas</i>	<i>Eretmochelys imbricata</i>	<i>Lepidochelys olivacea</i>
Apathie	2	1	1
Anorexie/dysorexie	2	1	1
Amaigrissement	0	1	1
Problème de flottabilité	1	1	1
Plaies	2	1	0
Retard de croissance	1	0	0



Figure 74 : Abscès hépatiques multifocaux chez une tortue verte de 2 ans (source : Te mana o te moana)



Figure 75 : Abscès hépatiques miliaires chez une tortue verte de 5 mois, présentant également des abcès au niveau du parenchyme pulmonaire (source : Te mana o te moana)

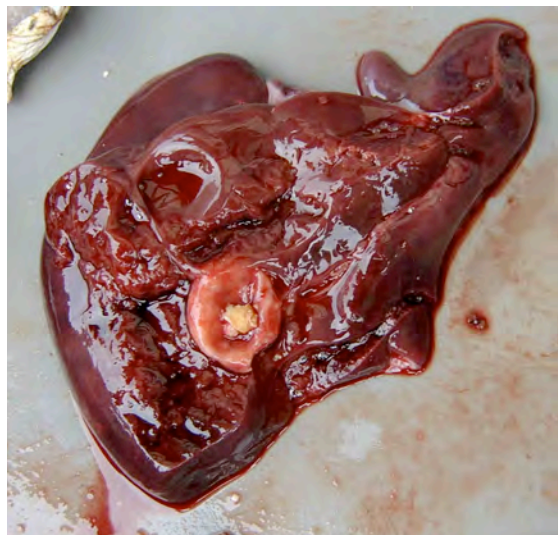


Figure 76 : Abscès sur la vésicule biliaire (source : Te mana o te moana)

Traitement

A adapter selon l'étiologie

c. Abscès pulmonaires

Des abcès pulmonaires ont été observés chez 4 tortues vertes dont une de 23 cm et 3 pour lesquelles la taille exacte à l'arrivée n'a pas été relevée et 3 tortues imbriquées dont une de 49 cm, une de 56 cm et une de 60,7 cm. Une bronchopneumonie peut être à l'origine de ces abcès mais les causes peuvent être variées. La taille des abcès, leur répartition et leur nombre diffère selon les individus.



Figure 77 : Abscès pulmonaire en coupe chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

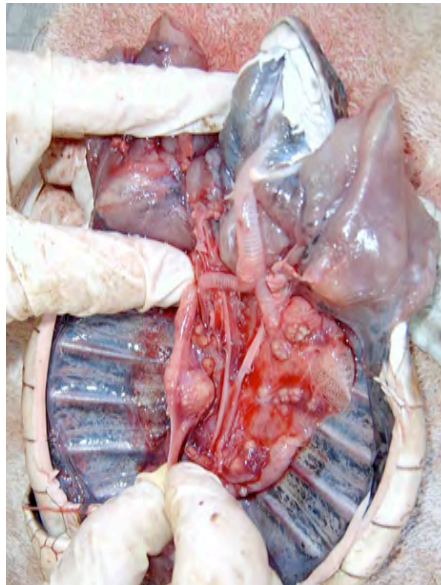


Figure 78 : Abscès pulmonaires chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

6. Lésions de noyade

Malgré des facultés d'adaptation à l'hypoxie prolongée, les tortues marines sont souvent confrontées à des problèmes de noyade. Les causes les plus fréquentes sont la capture accidentelle et l'étranglement par des filets de pêche. Les filets à larges mailles et les trémails calés sur le fond pendant plusieurs heures voire plusieurs jours occasionnent de nombreuses captures de tortues marines et sont à l'origine de noyades.

Six tortues vertes juvéniles de LCV compris entre 17,1 cm (tortue arrivée déjà morte) et 72 cm et une tortue imbriquée de 51 cm arrivée morte, ont présentés des lésions de noyade.

Étiologie

Parmi les causes de noyade, on retrouve la pêche accidentelle, un port de tête anormale avec apathie soudaine, une paralysie de la face et un individu fléchi au niveau du cou dont la trachée a été perforée.

Au niveau de la trachée, de la mousse blanchâtre a pu être observée à l'ouverture chez trois des individus. Au niveau pulmonaire, une coloration rouge du parenchyme, une augmentation du volume pulmonaire chez une des tortues et la présence de liquide et de mousse à la coupe du parenchyme chez les quatre tortues ont été notés lors des autopsies.

D'autres lésions peuvent être observées lors de noyade comme une atélectasie, de l'emphysème (uni ou bilatéral), des oedèmes mandibulaires ou des hémorragies internes.

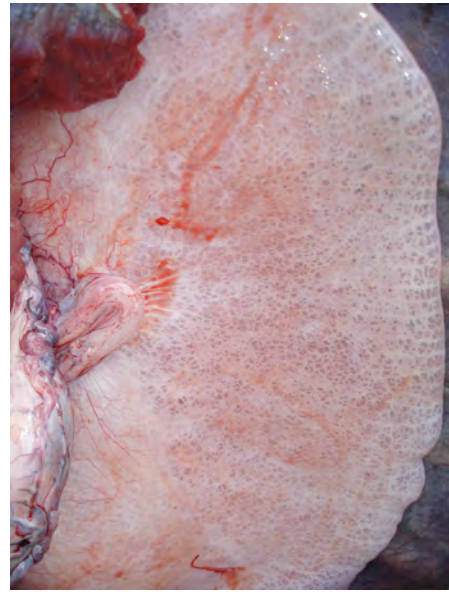


Figure 79 : Présence d'eau et de mousse à la coupe du parenchyme pulmonaire chez une tortue verte de 72 cm (source : Te mana o te moana)



Figure 80 : Présence de mousse à l'ouverture de la trachée chez une tortue verte de 72 cm (source : Te mana o te moana)

Signes cliniques

Un état comateux avec une absence de réflexe cornéen ou de réflexe sensitif profond ou un arrêt cardiorespiratoire peuvent être observé lors de noyade. La tortue ayant été pêchée accidentellement présentait des râles respiratoires, une faiblesse généralisée et les réflexes cornéens étaient présents mais diminués.

Les analyses biochimiques montrent des gaz du sang et des lactates élevés (acidose lactique). Ces deux paramètres devront être contrôlés pendant toute la durée du protocole de réveil. La lactatémie doit être située entre 0,2 et 0,4 mmol/l (Mac Arthur et al., 2004). La concentration peut atteindre 16,2 mmol/l chez les tortues pêchées par des chalutiers.

Prise en charge lors de noyade (Norton, 2005)

On commencera par intuber la tortue en plaçant la tête inclinée vers le bas afin de drainer les fluides présents au niveau des poumons. Ces derniers pourront ensuite être aspirés au travers de la sonde endotrachéale. Les membres seront ensuite mis en mouvement afin de créer une ventilation à pression positive (2 à 6 fois par minutes) et du doxapram, stimulant respiratoire pourra être administré à raison de 5 à 10 mg/kg en intraveineuse. Une thérapie agressive devra être mise en place afin de corriger l'acidose, les troubles électrolytiques, la déshydratation et l'hypothermie. Une antibiothérapie à large spectre est également conseillée.

7. Fibrose rénale

Cette lésion a été retrouvée chez deux tortues vertes mortes au centre de soins. Un individu juvénile mâle de 3 ans en provenance de Tikehau d'une longueur curviligne de 37,5 cm ayant présenté de l'apathie avec absence de réflexe cornéen, une paralysie faciale et un retard de croissance. Le deuxième individu est un juvénile d'une longueur curviligne de 47 cm en provenance du Méridien de Bora Bora (originaire de Tahaa), anorexique et présentant un œdème généralisé depuis plusieurs semaines.

Étiologie

Une néphropathie (Pyélonéphrite, glomérulonéphrite) qui peut être due à une déshydratation, agents infectieux (bactérienne, virale, parasitaire), une déshydratation, iatrogène, à des néphrotoxines, alimentaire : certains aliments riches en purine et en protéine peuvent être précipiter au niveau des reins chez les chéloniens herbivores (Mac Arthur et al., 2004).



Figure 81 : Fibrose rénale chez une tortue verte mâle de 37,5 cm
(source : Te mana o te moana)

Signes cliniques

Les signes cliniques sont peu spécifiques. Une anurie, une polyurie ou une oligurie et des signes de déshydratation peuvent apparaître mais ne pourront pas être détectés chez des tortues marines. Un changement de comportement : inactivité, faiblesse généralisée, animal débilité ou anorexie peut être observé.

Examens complémentaires

- Analyses biochimiques

Afin de diagnostiquer une insuffisance rénale, le dosage de la créatinine et de l'urée plasmatique sont fréquemment utilisés chez les mammifères domestiques. Chez les tortues marines cette méthode diagnostique n'est pas vraiment applicable puisque la composition de l'urine est variable selon l'état d'hydratation (Lutz, 1996) et n'est pas constant pour une espèce donnée. Les analyses biochimiques ne sont donc pas fiables pour le diagnostic d'affections rénales et sont dépendants de la méthode d'excrétion de l'azote de l'individu. En effet, selon les études, l'urine peut être plus concentrée en ammoniac ou plus concentrée en urée chez les tortues marines (Prange et Greenwald, 1980 ; Khali, 1947). Cependant, la combinaison de plusieurs paramètres peut aider au diagnostic. Le dosage de l'urée, de l'acide

urique, de la créatinine, des enzymes (ASAT et LDH), l'albumine et certains électrolytes (potassium, calcium et phosphate) ainsi que le ration Ca/P peuvent aider à évaluer la fonction rénale.

- Acide urique

On distinguera une hyperuricémie pré rénale, souvent due à une déshydratation ou une ration riche en protéine d'une hyperuricémie rénale qui peut être d'origine pathologique.

- Créatinine

Le dosage de la créatinine est souvent considéré comme un mauvais indicateur de la fonction rénale. Elle n'est ni sécrétée activement ni réabsorbée au niveau des tubules (Dantzler et Schmidt-Nielsen, 1966). Les variations dans sa production et dans son excrétion limite son interprétation en relation avec la pathologie.

- Urée

La production et l'excrétion d'urée sont variables et une augmentation peut être le résultat d'une déshydratation ou du catabolisme, sans que cela ne soit forcément pathologique (Mac Arthur et al., 2004).

- Albumine

Dans les derniers stades de maladie rénale, lors d'hépatopathies, d'entéropathie exsudative et de période de jeûn, une hypoalbuminémie peut être observée (Mac Arthur et al., 2004).

- Potassium, calcium et phosphate inorganique

Une hyperkaliémie peut résulter d'une diminution de filtration glomérulaire ou d'une obstruction à l'entrée de l'urine dans la vessie. Cependant, elle pourra aussi être observée lors de lésions tissulaires sévères ou d'hémolyse. Une valeur supérieure peut être fatale pour l'animal et devra être rapidement corrigée.

Lors d'insuffisance rénale, une hypocalcémie, une normocalcémie ou une hypercalcémie pourront être observées. Cependant, de nombreux facteurs peuvent modifier la calcémie et masquer une insuffisance rénale comme la folliculogénèse, une supplémentation excessive en calcium, une hypervitaminose D, une lipémie, la concentration en albumine, une lymphodilution et une hémolyse.

Les phosphates inorganiques sont affectés par les conditions de vie en captivité, l'alimentation et les éventuels suppléments vitaminiques et minéraux. Une hyperphosphatémie peut être observée lors d'insuffisance rénale mais celle-ci pourra être masquée par l'influence de la parathyroïde.

○ Enzymes rénales

La lactate déshydrogénase (LDH), la gamma-glutamyltransférase (Gamma-GT), l'alanine aminotransférase (ALAT) et l'aspartate amino-transférase (ASAT) ont été retrouvés dans le parenchyme hépatique (Ramsay et Dotson, 1995) mais ne sont pas spécifiques de ce tissu. Lors d'insuffisance rénale, le dosage de LDH et des ASAT peuvent être élevés en relation avec l'augmentation de la concentration d'acide urique (Mac Arthur et al., 2004).

Les analyses biochimiques réalisées sur la première tortue révèlent :

- Urée : 34,70 mmol/l (2,08g/l) [0 mmol/l – 27,5 mmol/l]
- Créatinine : 4 µmol/l (0,4 mg/l) [24,7µmol/l -47,6 µmol/l]
- Potassium : 3,96 mmol/l [3 mmol/l – 7,1 mmol/l]
- Calcium : 2,09 mmol/l (83,60 mg/l) [0,2 mmol/l – 2 mmol/l]
- ASAT : 262 U/l [74,1 UI/l - 244,6 UI/l]

On notera une urémie discrètement élevée et une créatinine faible. Ces paramètres ne sont cependant pas suffisants pour un diagnostic d'insuffisance rénale.

Dans le cas de la deuxième tortue l'hémolyse de l'échantillon était trop importante pour garantir la fiabilité du taux sérique ou pour interpréter les résultats.

Une biopsie rénale ou une analyse histopathologique par endoscopie pourront être réalisés pour obtenir un diagnostic de certitude.

Traitement

Une fluidothérapie et un traitement symptomatique peuvent être mis en place dans un premier temps. Une alimentation restreinte en purines comme le Critical Care nd, pourra être mise en place. De l'Allopurinol et des stéroïdes anabolisants peuvent aussi aider à soutenir la fonction rénale. La posologie de l'Allopurinol varie selon les auteurs de 10 à 20 mg/kg par voie orale,

avec des prises espacées de 24 heures (Madder (1996) ; Martinez- Silvestrer (1997) ; Mautino et Page (1993), Figueres (1997)).

8. Lésions cutanées

Parmi les lésions cutanées observées au centre de soins, on retrouve des plaies chez 21 tortues vertes de 4,8 cm à 37,5 cm (LCVi moyenne de 11,9 cm +/- 10,1 cm), une nécrose des extrémités des membres postérieurs chez une tortue verte de 23 cm, une dermatite ulcérate traumatique et une suspicion de brûlures sur la dossière chez une tortue olivâtre de 65 cm. Les lésions cutanées sont dans la plupart des cas d'origine traumatique.



Figure 82 : Nécrose des extrémités des membres postérieurs chez une tortue verte juvénile de 23 cm (source : Te mana o te moana)

Traitement

Pour les plaies des extrémités des membres, des vasodilatateurs périphériques tels que les inhibiteurs de l'enzyme de conversion de l'angiotensine I (Enacard nd, Fortekor nd,...) sont utilisés chez les carnivores domestiques pour les lésions de type nécrose de la truffe ou du bout des oreilles et pourraient potentiellement être applicables chez la tortue.

a. Dermatite ulcération traumatique

Étiologie

Les dermatites ulcération traumatiques peuvent être dues à des morsures ou autres traumatismes liés au braconnage et associées à différentes familles de bactéries gram négative comme *Cytophaga*, *Flavobacterium sp.*, *Pseudomonas sp.*, *Vibro alginolyticus*, ou *Aeromonas hydrophila* (Glazebrook et al., 1990).



Figure 83 : Dermatite ulcération chez une tortue verte juvénile (source : Te mana o te moana)

Traitement

Un antiseptique pourra être appliqué localement dans un premier temps, comme de la chlorhexidine ou de la povidone iodée en seconde intention car elle est plus irritante et à tendance à assécher la peau ce qui favorise les complications secondaires. Une antibiothérapie systémique pourra aussi être associée aux soins locaux. La peau étant un organe où les produits diffusent mal on choisira un antibiotique susceptible d'éliminer les germes en cause et capable de diffuser au niveau épidermique. Selon la profondeur de la lésion, on adaptera la durée du traitement.

b. Brûlures

Pour les brûlures de premier degré, un érythème, des ecchymoses sous les écailles ou des phlyctènes pourront être observés. Pour les brûlures de second degré, les lésions peuvent aller jusqu'à la destruction totale de l'épiderme, des oedèmes sous-cutané et un suintement de plasma. Enfin, une destruction totale du tégument voire des muscles sous-jacents pourra être visible sur une brûlure de troisième degré.

Traitement

Le traitement sera adapté selon le degré de la brûlure. Pour les brûlure de premier degré : on appliquera des compresses d'eau froide dans un premier temps. Puis les phlyctènes crevées seront nettoyées au savon tout en veillant à ne pas crever les autres. Une pommade à base de Trolamine+ paraffine+ acide stéarique (Biafine nd) pourra être appliquée quotidiennement.

Pour les brûlures de second degré, les lésions seront parées et désinfectées à la chlorexidine et les zones nécrosées seront curetées. Un pansement jersey sera initié et changé quotidiennement avec une pommade antiseptique et cicatrisante tels que le Sulmidol nd ou la Flammazine nd. Enfin, une antibiothérapie à base d'enrofloxacin ou de céphalexine pourra être mise en place jusqu'à la guérison. En phase de cicatrisation, une solution pour pulvérisation cutanée à base de Sulfanilamide et de chlortétracycline (Orospray nd) pourra être appliquée sur les lésions deux fois par jour.



Figure 84 : Brûlure ou autre traumatisme chez une tortue olivâtre de 65 cm (source : Te mana o te moana)

9. Lordose

Dans certains cas, il est difficile de déterminer la cause réelle de la lésion principale. Une tortue verte mâle de 13,3 cm environ (courbe inversée) a été trouvée à l'émergence avec une déformation sévère de la carapace devenue concave. Les membres postérieurs et le cloaque étaient par ailleurs infectés. L'animal a été transféré de Raraka et présentait une bonne tonicité et des réflexes oculaires normaux à son arrivée.



Figure 85 : Lordose observée chez une tortue verte émergente (source : Te mana o te moana)



Figure 86 : Déformation de la carapace chez une tortue verte (même individu que la figure 85) mâle de LCV de 13,3 cm (courbe inversée) (source : Te mana o te moana)

Une anomalie de ce type avait déjà été décrite par Mocquard en 1894 chez une tortue marine immature de longueur curviligne de 25 cm détenu à la ménagerie du Muséum d'Histoire Naturelle de Paris. Chez cet individu, le rachis venait toucher le plastron au centre de la carapace repoussant les viscères latéralement.

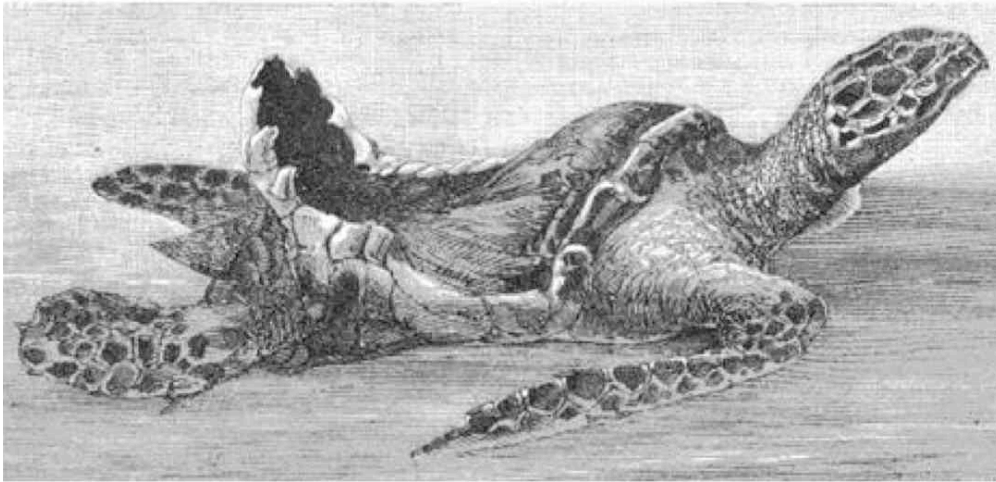


Figure 87 : Gravure représentant une lordose sévère chez une tortue marine détenu au Muséum d'Histoire Naturelle de Paris (source : Mocquard, 1894 cité par Nguyen 2013)

Une anomalie de flottabilité liée à la forme de sa carapace a été observée. Cependant, à l'exception d'un jour de dysorexie la veille du décès, l'animal ne présentait pas d'autres signes cliniques notables.

A l'autopsie, plusieurs lésions ont pu être observées : un poumon droit de taille réduite et un aspect replié du poumon gauche ainsi qu'un squelette déformé avec un axe vertébral dévié en partie centrale et caudale. Par ailleurs, des nodules blanchâtres ont été notés sur la séreuse de l'intestin grêle mais n'ont pas été identifiés.



Figure 88 : Déformation du squelette, atrophie du poumon droit et aspect replié du poumon gauche chez une tortue verte mâle de 13,3 cm (source : Te mana o te moana)

10. Œdème pulmonaire

Étiologie

Une hyperhydratation par fluidothérapie excessive lorsque les voies autres que la voie orale sont mises en place pour la réhydratation.

Signes cliniques

La tachypnée peut être un signe précoce. La dyspnée quant à elle apparaît souvent assez tardivement. La tortue peut aller jusqu'à respirer la bouche ouverte avec une extension du cou dans les cas d'œdème pulmonaire aigu.

Traitement

On commencera par arrêter la fluidothérapie en cas d'hyperhydratation. On pourra administrer des diurétiques pour résorber l'œdème (cf traitement œdème généralisé).

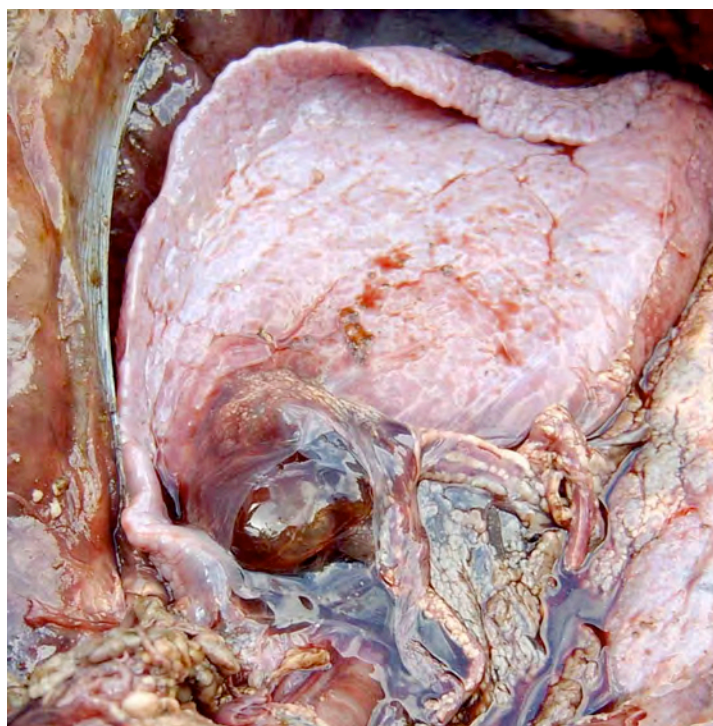


Figure 88 : Oedème pulmonaire localisé (source : Te mana o te moana)

11. Œdème généralisé (anasarque)

Un œdème généralisé a été observé chez une tortue verte de 47 cm.

Étiologie

L'œdème généralisé des tortues est toujours secondaire à une ascite qui peut avoir plusieurs origine : insuffisance cardiaque, hépatopathie chronique avec hypoprotéïnémie, néphropathie avec fuite protéique, coelomite secondaire à un phénomène inflammatoire comme par exemple une oophorite, une eau trop froide, ovogénèse, rétention d'œufs, occlusion intestinale, calculs urinaires, septicémie, pneumocoele, parasitisme de l'appareil cardio-vasculaire, trouble du métabolisme (hypothyroïdie, goutte).

Signes cliniques

Œdème généralisé (du cou, des paupières, du cloaque), oedèmes axillaires et inguinaux faisant saillie hors de la carapace. Difficultés locomotrices, mauvais état général, anorexie et difficultés à s'immerger.

Diagnostic

Le diagnostic est clinique et une radiographie pourra aussi être réalisée afin de vérifier l'absence de compression interne.

Examens complémentaires

- Analyses biochimiques
 - Urée : 39,30 mmol/l (2,35 g/l) [0 mmol/l – 27,5 mmol/l]
 - ASAT : 407 UI/l [31 UI/l – 389 UI/l]
 - ALAT : 16 UI/l [1 UI/l – 15 UI/l]
 - PT : 13,2 g/l [26 g/l - 69 g/l]
 - PAL : 18 UI/l [13 UI/l - 95 UI/l]
- Ionogramme
 - Sodium : 150,3 mmol/l [157 mmol/l – 183 mmol/l]
 - Chlore : 113,3 mmol/l [100 mmol/l – 130 mmol/l]
 - Potassium : 2,42 mmol/l [4,1 mmol/l– 6,9 mmol/l]

L'augmentation de l'urémie et des ASAT peut indiquer un dysfonctionnement au niveau rénal, hépatique ou cardiaque (ASAT). Les valeurs obtenues pour le ionogramme sont difficilement interprétables et ont été mesurées sur un échantillon de 100 tortues vertes. Une autre étude a par exemple montré que chez des tortues vertes en bonne santé, le sodium pouvait atteindre une valeur minimale de 139,2 mmol/l et le potassium de 3 mmol/l (Flint et al., 2010).

Traitement

En urgence (parfois inefficace) :

- Diurétiques (éviter le furosémide) + corticoïdes + antibiotiques

Les diurétiques agissant au niveau de l'anse sont théoriquement inactifs chez les reptiles puisque ceux-ci sont dénués d'anse de Henlé. Cependant il a été démontré que le furosémide

avait fonctionné chez une tortue grecque atteinte d'épanchement péricardique (Redrobe et al., 2000).

La Spironolactone pourrait être utilisée mais aucune posologie n'a été validée à ce jour.



Figure 89 : Ascite généralisée chez une tortue verte présentant parallèlement des lésions hépatiques et rénales (source : Te mana o te moana)



Figure 90 : Oedème palpébral, cervical et de la zone péri-cloacale chez une tortue verte de 47 cm présentant un œdème généralisé (source : Te mana o te moana)



Figure 91 : Fibrose rénale chez une tortue verte de 47 cm présentant un œdème généralisé, potentiellement à l'origine d'une insuffisance rénale (source : Te mana o te moana)

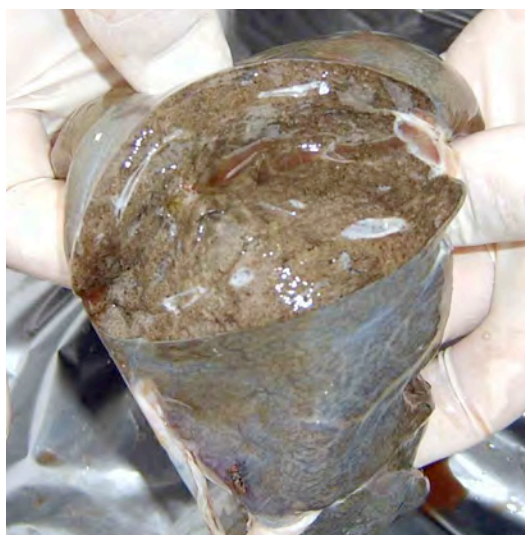


Figure 92 : Atrophie et anomalie de couleur et de consistance du parenchyme hépatique chez une tortue verte de 47 cm présentant un oedème généralisé (source : Te mana o te moana)

12. Malformations mineures observées chez les émergentes

La fréquence des malformations chez les tortues marines est variable selon l'espèce. Chez les tortues vertes par exemple, on trouverait une fréquence de 1,3% d'individus malformés après l'émergence (Reischig et al., 2012). Ces anomalies du développement peuvent avoir différentes origines : facteurs génétiques (l'albinisme par exemple (Matz, 1997)) ou environnementaux (température du nid, le taux d'humidité (McGehee, 1990), la salinité, la manipulation, les chocs et la pression exercée sur les œufs). Les émergentes récupérées durant les suivis de sites de pontes réalisés à Tetiaroa chaque année par l'association sont des individus restés au fond du nid, souvent apathiques mais ne présentent pas, en principe de malformations, à l'exception de certaines déformations de carapace qui disparaissent très rapidement en général.

Une micromélie (diminution de la taille d'un membre ou d'un segment de membre) a été cependant observée chez une tortue verte émergente de 6,9 cm, présentant par ailleurs une absorption incomplète de l'ombilicus. Une anomalie de couleur du plastron sans signes évidents d'inflammation a aussi été observée chez une tortue verte émergente de quelques jours.



Figure 93 : Anomalie de couleur sans signes d'inflammation chez une tortue verte émergente
(source : Te mana o te moana)



Figure 94 : Absorption de l'ombilicus incomplète et micromélie chez une tortue verte émergente (source : Te mana o te moana)

13. Lésions liées à la captivité

Les lésions liées à la détention des tortues en captivité sont rares. Les morsures entre congénères sont fréquentes, elles concernent essentiellement les tortues émergentes. La séparation des individus dans des bacs individuels et la limitation du nombre d'individus dans les nurseries a permis de diminuer considérablement le nombre de morsures mais demande une organisation au niveau des locaux. Les émergentes sont aussi victimes d'attaque de murènes lors de leur mise à l'eau dans les nurseries. La population de murènes présente dans le lagon de réhabilitation et les nurseries est contrôlée mais il est difficile de limiter leur prolifération. Les deux espèces principalement observées sont *Gymnothorax pictus* (murène poivrée) en majorité et *Gymnothorax japonicus* (murène javanaise) plus rare dans le bassin et systématiquement éliminée pour la sécurité du personnel. De plus, il est impossible d'affirmer avec certitude que la murène s'est attaquée aux jeunes tortues alors qu'elles étaient encore vivantes ou après leur mort.



Figure 95 : Acéphalie due à l'attaque par un prédateur chez une tortue verte émergente de quelques jours (source : photographie personnelle)

III. Bilan des différents contenus digestifs retrouvés lors des autopsies

Ce bilan des contenus digestifs va nous permettre d'étudier le régime alimentaire des tortues en milieu naturel grâce à l'étude des contenus stomacaux des tortues arrivées mortes au centre de soins mais aussi de noter les aliments ou autres éléments prélevés dans le lagon lorsqu'elles sont en captivité.

1. Matériel et méthode

Ce bilan a été réalisé à partir de 220 cadavres dont 18 tortues arrivées mortes et 202 décédées au centre de soins. La nature de 58 contenus stomacaux de tortues a pu être ainsi déterminé soit 26,3% des cadavres autopsiés (42 tortues vertes, 15 tortues imbriquées et 1 tortue olivâtre) ont pu être identifiés, 143 présentaient une consistance liquidienne ou un état de digestion était trop avancé pour pouvoir déterminer leur nature et pour 17 cadavres le rapport d'autopsie ne donnait aucune information sur celui-ci.

Tableau 16 : Nombre d'individu dont le contenu a été identifié en fonction de l'espèce et de leur durée de séjour au centre de soins

		Arrivées mortes	Mortes après un séjour <5 jours	Mortes après un séjour >5 jours
<i>Chelonia mydas</i>	< 6 mois	1	0	10
	> 6 mois	6	11	14
<i>Eretmochelys imbricata</i>		8	2	5
<i>Lepidochelys olivacea</i>		0	0	1
Total		15	13	30

2. Résultats

L'alimentation distribuée au centre étant exclusivement à base de poissons et de calmars, seuls les contenus stomacaux à base de poissons retrouvés chez les tortues n'ayant pas séjourné au centre seront pris en compte. Pour les autres aliments identifiés, ils seront tous inclus dans cette étude car ils ont été spontanément ingéré par la tortue mais on différenciera les contenus stomacaux des tortues arrivées mortes de celles mortes au centre.

a. Contenus stomacaux à base de poissons

Un contenu digestif à base de poissons a été retrouvé chez 3 cadavres de tortues vertes de plus de six mois. On notera que 27 autres individus dont 4 tortues vertes reçues à plus de six mois ayant séjourné moins de 5 jours au centre présentaient un contenu stomacal à base de poisson. Les 23 autres ayant été nourris avec du poisson, il est difficile de connaître la véritable origine de ces poissons. Il n'a pas été possible de déterminer les espèces de poissons ingérés du fait de l'état de digestion trop avancé de ces aliments. En revanche, chez une des tortues vertes reçue à plus de six mois en provenance de Tahaa et présentant une impaction de l'œsophage par une tête de poisson, il a pu être conclu qu'il s'agissait d'une carangue. L'animal avait séjourné 13 jours au centre de soins dans lequel aucune carangue n'avait été administrée, elle provenait donc soit de son régime alimentaire en milieu naturel, soit d'une pêche autonome dans le lagon de réhabilitation.

b. Contenus stomacaux à base d'algues

Des algues ont été retrouvées dans le tube digestif de 28 tortues sur toutes les tortues autopsiées dont 21 tortues vertes (2 de moins de 6 mois et 19 de plus de six mois), 6 tortues imbriquées et 1 tortue olivâtre. Les 6 tortues imbriquées et 3 des tortues vertes ont été recueillies déjà mortes alors que 10 des tortues vertes ont séjournées moins de 5 jours et 6 plus de 5 jours au centre de soins. Il est intéressant d'essayer de les identifier quand l'état de digestion n'est pas trop avancé afin de déterminer quels types d'algues sont consommées par les tortues dans leur milieu naturel (pour les durées de séjour courts) ou au centre de soins (pour les durées de séjours supérieur à 5 jours). On pourra également déterminer s'il y a eut d'éventuelle ingestion d'algues toxiques.

Tableau 17 : Nombre de tortues ayant ingérées des algues en fonction de leur état à l'arrivée au centre et de l'espèce

		Arrivées mortes	Mortes après un séjour <5 jours	Mortes après un séjour >5 jours
<i>Chelonia mydas</i>	< 6 mois	1	0	1
	> 6 mois	3	10	6
<i>Eretmochelys imbricata</i>		6	0	0
<i>Lepidochelys olivacea</i>		0	0	1
Total		10	10	8

Parmi les algues observées, certaines ont pu être identifiées. Il s'agit principalement d'algues de type *Turbinaria* chez 5 tortues vertes, toutes reçues à plus de six mois et mortes au centre.

Turbinaria ornata est une algue brune appartenant à la famille des Fucales et à la sous-famille des *Sargassaceae*. On les trouve couramment sur la crête récifale où elles sont souvent de petite taille, et placées sur les pâtés coralliens alors qu'elles sont plus développées dans le lagon. En Polynésie française on les retrouve à Moorea, à Tahiti et dans les Tuamotu (Payri et al., 2000). Les algues de type *Turbinaria* étaient associées à des coquillages chez une des tortues et à des morceaux de poissons en digestion chez deux autres.



Figure 96 : Algues de la famille des *Turbinaria* retrouvées dans l'estomac d'une tortue verte juvénile (source : Te mana o te moana)

Ce type d'algue a été retrouvé chez 5 tortues vertes ayant séjourné entre 1 et 541 jours au centre. Or la présence de ces algues au sein du lagon de réhabilitation et des nurseries peut nous indiquer qu'elles ont été ingérées soit lors de leur séjour soit en milieu naturel pour les 2 individus morts peu de temps après leur arrivée (respectivement 1 et 2 jours) qui par ailleurs ne présentaient pas d'appétit.

Des algues brunes (Fucophycées) de l'espèce *Sargassum mangarevense* ont été observées chez une tortue imbriquée arrivée morte. Ces algues sont communément trouvées sur les pâtés coralliens dans les lagons des îles hautes (Moorea et Tahiti) mais sont absentes dans les atolls (Payri et al., 2000).

Un autre type d'algue a pu être identifié dans l'estomac d'une tortue imbriquée arrivée morte, *Dasya pilosa*, algue rouge (Rhodophytes) appartenant à la famille des Ceramiales et à la sous-famille des *Dasyaceae*. Elle est présente sur la pente externe de Moorea et de Tahiti jusqu'à 15 mètres de profondeur (Payri et al., 2000).



Figure 97 : *Dasya pilosa* retrouvée dans l'estomac d'une tortue verte (source : Te mana o te moana)

c. Contenus stomacaux à base d'éponges

Des éponges ont été observées chez 7 tortues, dont 6 tortues imbriquées et 1 tortue verte. Toutes ces tortues sont arrivées déjà mortes au centre de soins et paraissent avoir plus de six mois. Les quantités ingérées étaient variables allant d'un élément isolé à un estomac rempli exclusivement d'éponges. Les espèces n'ont cependant pas été identifiées, on ne connaît donc pas le nombre d'espèces concernées.



Figure 98 : Éponges retrouvées dans l'estomac d'une tortue imbriquée juvénile (source : Te mana o te moana)

d. Cnidaire

Des filaments de cnidaires ont été retrouvés chez une tortue verte arrivée morte et de plus de six mois. L'espèce et la toxicité potentielle de celle-ci n'ont pas encore été identifiées.

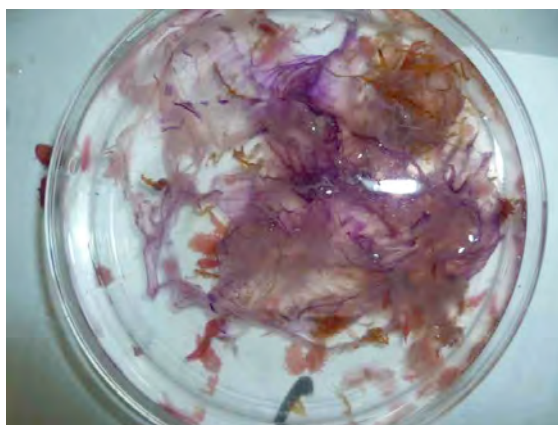


Figure 99 : Filaments de cnidaires retrouvés chez une tortue imbriquée (source : photographie personnelle)

e. Sables, graviers et coraux

Du sable, du gravier ou des coraux peuvent être associés à des algues ou à d'autres aliments. Des coraux ont été observés chez une tortue imbriquée de plus de six mois arrivée morte alors que le sable et les graviers ont été notés chez 2 tortues vertes mortes à la Clinique dont une reçue à moins de 6 mois et une à plus de six mois et chez une tortue verte restée 112 jours à la Clinique. La radiographie d'une des tortues vertes juvéniles encore présentes au centre de soins a révélé la présence de graviers au niveau de l'intestin. Ce comportement de pica peut être révélateur d'une carence ou d'un trouble du comportement alimentaire.



Figure 100 : Mélange de gravier et d'algues chez une tortue verte (source : Te mana o te moana)

f. Corps étrangers dus à la pollution humaine

Certains corps étrangers présents à différents niveaux du tube digestif ont été rapportés chez 6 tortues de plus de six mois et mortes au centre de soins dont 5 tortues vertes et 1 tortue imbriquée, et sont souvent la cause d'occlusions stomacales ou intestinales. Des morceaux d'aluminium, une sangle plastique de masque de plongée, des morceaux de plastiques utilisés pour les parcs à poisson ou des amas de fils plastiques ont pu être observés.



Figure 101 : Fils plastiques retrouvés chez des tortues vertes (source : Te mana o te moana)



Figure 102 : Morceaux de plastique retrouvés chez une tortue verte juvénile (source : Te mana o te moana)

L'augmentation du nombre de débris marins est un problème grandissant pour la faune sauvage marine et a été documenté pour 267 espèces dans le monde. Une étude menée sur les plages de Queensland en Australie (Schuyler et al., 2012) a révélé que la probabilité pour une tortue verte ou une tortue imbriquée d'ingérer ce type de corps étrangers était la même. En revanche, la longueur curviligne de la carapace serait inversement proportionnelle avec la probabilité pour ces deux espèces d'ingérer des débris : les jeunes tortues pélagiques seraient plus concernées que les tortues benthiques et les débris plastiques flottants seraient les plus consommés. Cependant, on notera que chez 3 tortues vertes ayant séjournées au centre respectivement 61, 184 et 541 jours, des corps étrangers ont été observés et on peut donc émettre l'hypothèse qu'ils aient été ingérés en captivité dans le lagon de réhabilitation ou en nurserie.

g. Bilan

Dans le cas des tortues décédées au centre de soins et y ayant séjournés longtemps, le contenu n'est pas significatif du régime alimentaire dans le milieu naturel. Le temps de transit déterminé par Amorocha et Reina (2008) est en moyenne de $23,3 \pm 6,6$ jours chez les tortues vertes juvéniles *Chelonia mydas agassizii* maintenues en captivité et nourries avec une alimentation mixte. Nous considérerons donc que les tortues ayant des temps de séjour supérieur à 30 jours (122 individus soit 61% des tortues décédées au centre) auront un contenu digestif qui ne sera plus du tout révélateur de leur régime alimentaire en milieu naturel.

i. *Chelonia mydas*

Tableau 18 : Bilan des contenus stomacaux identifiables chez les tortues vertes autopsiées

	Poissons		Algues			Éponges	Cnidaire	Corps étrangers (dont graviers/ coraux)
	Total	carangue	Total	Turbinaria	<i>Dasya pilosa</i>			
<i>Chelonia mydas</i>	3	1	17	5	1	1	1	7

Concernant les tortues vertes de moins de six mois, les contenus stomacaux sont souvent liquidiens et ne nous permettent pas de tirer de conclusion quant à leur régime alimentaire. De plus, elles ont toutes été récupérées très jeunes et ne se sont donc pas alimentées en milieu naturel. Par ailleurs chez les individus de plus de six mois, on peut mettre en évidence que l'alimentation en milieu naturel contient différentes familles d'algues. Des algues de type *Turbinaria* ont été observées exclusivement chez des individus ayant séjourné au centre. On peut donc émettre l'hypothèse qu'elles aient été ingérées par manque de végétaux et de fibres à fortiori dans l'alimentation distribuée aux tortues et composée uniquement de source animale. D'autres observations de contenus stomacaux chez des tortues vertes ont été analysés à Scilly et montre que le régime alimentaire de ces individus étaient constitués à 50% environ de *Microdictyon japonicum*, à 25% de *Caulerpa serrulata* et à 25% de *Turbinaria* Ornata avec parfois la présence de *Caulerpa racemosa*, algues très présentes dans le récif (Balazs et al, 1995).

ii. *Eretmochelys imbricata*

Tableau 19 : Bilan des contenus stomacaux identifiables chez les tortues imbriquées autopsiées

	Poissons		Algues			Éponges	Cnidaires	Corps étrangers (dont graviers/ coraux)
	Total	carangue	Total	Sargasses	Algues rouges et brunes			
<i>Eretmochelys imbricata</i>	0	0	19	1	1	6	1	3

Les algues et les éponges sont les aliments les plus observés chez les tortues imbriquées autopsiées. Ces observations sont cohérentes avec les données obtenues dans la littérature sur le régime d'*Eretmochelys imbricata* en milieu naturel.

Le faible nombre d'individu de cet échantillon nous donne simplement une idée des préférences alimentaires des tortues vertes et imbriquées en milieu naturel sans pour autant que ces résultats soient représentatifs de l'alimentation d'une population à l'état sauvage. De plus ces tortues proviennent de trois archipels différents, les ressources n'étant donc pas les mêmes il est normal d'obtenir des contenus digestifs variés.

3. Diversification des aliments

Les aliments présentés aux tortues sont uniquement d'origine animale. Or les tortues vertes ont un régime alimentaire omnivore au stade juvénile qui tend à devenir exclusivement herbivore à l'âge adulte. Leur régime alimentaire semble être constitué essentiellement de phanérogames et d'algues marines (Hirth, 1997 ; Wetherall et al., 1993). D'autres études montrent cependant que cette espèce peut s'adapter à son milieu et à être plus généraliste dans son régime alimentaire (mollusques, polychètes, spongiaires, cnidaires en moindre proportion) (Bjorndal, 1999). Les tortues imbriquées sont omnivores mais se nourrissent principalement d'éponges et d'algues. De plus l'étude des contenus digestifs des individus autopsiés au centre de soins montre que les tortues ingèrent des algues et autres végétaux à l'état sauvage. Ce constat nous amène à penser que l'alimentation actuellement mise en place n'est peut être pas optimale et nécessiterait des améliorations. De plus, les végétaux permettent d'entretenir une flore cellulolytique intestinale équilibrée et le manque de fibres dans les rations peut être à l'origine d'une mauvaise régulation du transit digestif.

a. Mise en culture d'algues : *Ulva lactuca* et *Entoromorpha flexuosa*

Dans l'idéal, deux algues différentes seront ajoutées à la ration afin de diversifier la flore intestinale des tortues. De plus, une fois relâchée ces individus seront plus à même de digérer différents types de végétaux.

Ulva lactuca aussi appelée laitue de mer est une algue très prolifique, présente sur les récifs frangeants au pied des falaises de Taharaa à Tahiti (Payri et al., 2000). *Entoromorpha flexuosa* est une algue verte d'aspect cotonneux qu'on retrouve également dans les eaux peu profondes à Tahiti. Elles poussent sur divers substrats dans les eaux calmes des estuaires et des baies ou sur les récifs. Ces deux types d'algues sont consommée par les tortues vertes dans certaines régions du monde (Santos et al., 2011 ; Mc Dermid et al., 2007) et pourraient donc être introduites dans l'alimentation des tortues du centre à Moorea.

Aucune algue n'est considérée comme espèce protégée à Moorea elle pourrait donc être directement prélevée en milieu naturel. Elle possède de plus des propriétés anthelminthiques. *Entoromorpha* contient une forte concentration en vitamine C (3mg/g) (Mc Dermid et al., 2007).

b. Ajout de concombre et de salade

Les algues dont la culture est souvent aléatoire, peuvent être remplacées par différents types de légumes. Au centre Kélonia à la Réunion, les tortues sont nourries avec du chou de chine, du chou fleur et des endives. Le Turtle Hospital en Georgie propose des morceaux de concombre et de salade comme source végétale. Ce procédé est applicable au centre de soins de Moorea, ces deux légumes pouvant être récupéré au restaurant de l'hôtel.

c. Diversification des modes de distribution

i. Bloc de glaces

Les tortues destinées à être relâchées sont placées dans le lagon de réhabilitation jusqu'à leur départ. Les contacts avec l'Homme sont alors limités au maximum afin de leur rendre leur instinct naturel et d'éviter tout contact avec d'éventuels pêcheurs.

Ce bassin comprend cependant une concentration importante de poissons opportunistes qui se nourrissent au moment des repas journaliers et empêchent les tortues d'accéder à la nourriture. Le système des blocs de glace, composé exclusivement de sardines, de calmars et

d'eau permet de limiter la prise d'aliments par les poissons et de promouvoir le comportement naturel tout en enrichissant le milieu. Par ailleurs, il existe une forte compétition avec les nombreux poissons présents dans le bassin, ce type de distribution permet ainsi de limiter cette compétition et de permettre à la tortue d'accéder plus facilement à la nourriture.



Figure 103 : Bloc de glace distribué à une tortue verte
(source : photographie personnelle)

ii. Tube en PVC

L'introduction de légumes dans des tubes en PVC incite la tortue à plonger pour se nourrir comme dans un herbier naturel. Ce système permet d'incorporer des végétaux à la ration alimentaire tout en évitant le problème lié à la surpopulation de poissons dans le lagon de réhabilitation.



Figure 104 : Tube en PVC pour introduire des légumes à la ration alimentaire (source : Georgia Sea Turtle Hospital)

d. Fréquence des repas, heure de distribution

Certaines tortues présentes au centre de soins sont souvent en recherche de nourriture, elles ne paraissent donc pas ressentir de satiété à la fin de leur repas. En milieu naturel, les tortues vertes se nourrissent tous les jours (Taquet et al., 2006 ; Fontaine, 2009) et en moyenne trois fois par jour lorsqu'elles sont en captivité (Fontaine, 2009). Il serait donc intéressant d'augmenter le nombre de repas quotidien. En effet, un plus grand nombre de distributions quotidiennes permet d'occuper les tortues et d'éviter les phénomènes de compétition susceptibles d'apparaître.

e. Volume du bol alimentaire et quantité d'aliments à distribuer

En milieu naturel, le bol alimentaire chez des tortues vertes nourries exclusivement avec *Thalassia testudinum* est situé entre 0,24% et 0,33% du poids vif (Bjorndal et al., 1980). A Mayotte, le volume moyen du bol alimentaire est de 244 g de matière sèche par jour et par tortue (Ballorain et al., 2005).

Au centre de soins de Kelonia à la Réunion, il a été estimé entre 0,27% et 0,34% du poids vif soit 101,4 à 118,7 g de matière sèche par jour et par individu chez des tortues vertes adultes (Fontaine, 2009). Ces données ont été obtenues chez des individus nourris de feuilles de *Tournefortia argentea* et de granulés. La nature des aliments étant très différentes d'un centre de soins à un autre, il est difficile d'évaluer le volume du bol alimentaire moyen pour chaque espèce de tortue marine. Les quantités distribuées varient selon le comportement alimentaire des tortues. En moyenne, la capacité d'ingestion des tortues actuellement présentes, représente 5,2% du poids vif chez les tortues vertes et 2% chez les tortues imbriquées. Il a été considéré que le refus d'un aliment supplémentaire représentait la satiété chez les animaux nourris à la main.

Selon leurs affections, leur âge et leur stade de reproduction, les tortues présenteront des besoins énergétiques différents qui devront être adaptés au niveau de leur ration. L'ajout de végétaux pourra cependant être bénéfique à la fois pour permettre d'atteindre la satiété mais aussi pour leur permettre de retrouver progressivement une flore bactérienne nécessaire pour digérer les végétaux qui seront ingérés après leur relâche. De plus ces aliments sont peu

énergétiques et n'auront donc pas beaucoup d'influence sur l'apport énergétique journalier total.

On notera que les tortues maintenues en captivité et nourries ad libitum ont tendance à l'obésité (Solomon et Lippett, 1991), le système de rationnement devra donc être maintenu.

CONCLUSION

Les tortues recueillies au centre de soins de Moorea constituent un échantillon représentatif de la population de tortues marines présentes en Polynésie française et leur étude permet à une moindre échelle de mettre en évidence les affections dont elles sont victimes dans cette région du globe.

La plupart des affections retrouvées à la Clinique de Moorea sont liées directement ou indirectement à la présence de l'homme. En effet, 33,2 % des tortues mortes au centre ont été victimes de braconnage. Les lésions digestives arrivent en deuxième position et concernent 22,7 % des tortues autopsiées dont 43 % présenteraient des obstructions liées à l'ingestion de corps étrangers. On notera que 35,4 % des tortues recueillies présentent des plaies à leurs arrivées souvent liées à la pêche ou à une prise accidentelle dans des filets de pêche (responsable également de phénomène de noyade chez 3,2 % des tortues autopsiées), à des hélices de bateaux ou à des morsures de prédateurs. Les menaces anthropiques intentionnelles ou non sont donc celles à combattre en priorité et cette démarche a déjà commencé grâce à la mise en place de programmes de sensibilisation à l'intention des scolaires.

La présence de parasites internes a été observée chez 6,8 % des individus autopsiés. Il s'agit à 88% des trématodes digénétiques et à 70% des trématodes spirorhchides. Ces derniers concernent à 75% les tortues vertes et à 25 % les tortues imbriquées présentant des parasites internes. Cependant, ces résultats sont à nuancer car 87% des tortues autopsiées étaient des tortues vertes contre 12% de tortues imbriquées. Ce pourcentage indique un faible taux de parasitisme chez les individus reçus mais doit sûrement être sous-estimé du fait du manque de moyens diagnostique mis en place. Des traitements prophylactiques à base de praziquantel, mis en place systématiquement à l'arrivée de toutes les tortues ayant un état stable, devraient permettre de réduire ce chiffre significativement.

Le manque de moyens financiers et matériel, limite le nombre d'examens complémentaires et de traitements réalisables. Un simple traitement symptomatique, souvent insuffisant, est mis en place la plupart du temps. De plus, un réseau de collecte et de partage de données a été mis en place par le GTMF (Groupe Tortues Marines France) mais souffre du manque de spécialiste vétérinaire sur ces espèces et les demandes de conseils diagnostics sont nombreuses.

En revanche, on notera qu'aucun cas de fibropapillomatose n'a encore été observé en Polynésie pourtant cette maladie décime les populations de tortues vertes à travers le monde et particulièrement aux îles Hawaï qui partage le même océan que l'île de Moorea.

BIBLIOGRAPHIE

ACHA PN, SZYFRES B. (1987). Zoonoses and Communicable Diseases Comon to Man and Animals, 2nd edn. Washington, DC: Pan American Health Organization, 963

ADKINS E, DRIGGERS T, FERGUSON G, et *al.* Ultraviolet light and reptiles, amphibians, Roundtable. Bull Assoc Reptil Amphib Vet 13:27-37

ADNYANA W, LADDS PW, BLAIR D. (1997). Efficacy of praziquantel in the treatment of green sea turtles with spontaneous infection of cardiovascular flukes. Aust Vet J. ; 75(6):405-7.

ADYANA W, LADDS PW, BLAIR D. (1997). Efficacy of praziquantel in the treatment of green sea turtles with spontaneous infection of cardiovascular flukes,

AGUIRRE AA, BALAZS GH, SPRAKER T.R., GROSS T.S. (1995). Adrenal and hematological responses to stress in juvenile green turtles (*Chelonia mydas*) with and without fibropapillomas. Physiological zoology, Vol. 68, No. 5, pp. 831-854

AGUIRRE AA, SPRAKER TR, BALAZS GH, ZIMMERMAN B (1998). Spiroorchidiasis and fibropapillomatosis in green turtles from the Hawaiian Islands. J Wildl Dis 34:91–98.

ALMOR P., RAGA J.A., ABRIL E., BALBUENA J.A., DUGUY R. (1989). Parasitisme de la tortue Luth, *Dermochelys coriacea* (Linnaeus, 1766) dans les eaux européennes par *Pyelosomum renicapite* (Leidy, 1856) = Parasitism of a leatherback turtle *Dermochelys coriacea* in the european waters by *Pyelosomum renicapite*, Vie et milieu, Vol. 39, No. 1, pp. 57-59.

ALONSO AGUIRRE A., GEORGE H. BALAZS, TERRY R. SPRAKER, TIMOTHY S. GROSS. Adrenal and Hematological Responses to Stress in Juvenile Green Turtles (*Chenolina mydas*) with and without Fibropapillomas.

ANDERSON ERIC T., LARRY J. MINTER, ELSBURGH O. CLARKE III, RAYMOND M. MROCH III, JEAN F. BEASLEY, AND CRAIG A. HARMS (2011). The Effects of Feeding on Hematological and Plasma Biochemical Profiles in Green (*Chelonia mydas*) and Kemp's Ridley (*Lepidochelys kempii*) Sea Turtles, SAGE-Hindawi Access to

ANTONIO DI BELLO, CARMELA VALASTRO, FRANCESCO STAFFIERI, ANTONIO CROVACE (2006). Contrast radiography of the gastrointestinal tract in sea turtles, DOI: 10.1111/j.1740-8261.2006.00152.x

BAGNIS R. et BOURLIGUEUX G. (1972). Un empoisonnement mortel par tortue marine, *Méd. Trop.* ; 32 : 91-96.

BAKER BB, SLADKY KK, JOHNSON SM. (2011). Evaluation of the analgesic effects of oral and subcutaneous tramadol administration in red-eared slider turtles, *J Am Vet Med Assoc.*15; 238(2):220-7. doi: 10.2460/javma.238.2.220.

BALAZS G. H., SIU P., LANDRET J.-P. (1995). Ecological aspects of green turtles nesting at Scilly atoll in French Polynesia. *Proceedings of the twelfth annual workshop on sea turtle biology and conservation*, 7-10.

BALAZS GH, WOLCOTT M, MORRIS R (2003). Bacteraemia in free-ranging Hawaiian green turtles *Chelonia mydas* with fibropapillomatosis. *Dis Aquat Organ* 53:41–46.

BALLORAIN K. (2005) Structure et fonctionnement d'un herbier marin soumis à l'herbivorie d'une population de tortues vertes (*Chelonia mydas*). *Mémoire DES Sciences Naturelles*, Université Bordeaux 1, 105p.

BALZEAU F. (1995). La pathologie de l'appareil digestif des reptiles. *Thèse Méd. Vét.*, Toulouse, n°26, 126 p.

BARNARD SM, DURDEN LA (2000). A veterinary guide to the parasites of reptiles, vol. 2, Arthropods (excluding mites). Krieger Publishing, Malabar, FL.

BENNET RA, DIVERS, SJ, SCHUMACHER J, et al (1999). Round- table-Anesthesia. *Bull Assoc Reptil Amphib Vet* 9:20-27.

BENNETT, R.A. (1998) Anaesthesia and analgesia. In : *Seminars in Avian and Exotic Medicine* (ed.J. Cornick-Seahom) 7(1), 30-40.

BENTIVEGNA FLEGRA, PAOLA CIRINO, ALFONSO TOSCANO (1993). Care and Treatment of Loggerhead Sea Turtles from the Gulf of Naples, Italy, *Marine Turtle Newsletter* 61:6-7.

BJORNDAL KA. (1980) Nutrition and grazing behavior of the green turtle *Chelonia mydas*. *Mar. Biol.*, **56**, 147-154.

BJORNDAL KA. (1996) Fermentation in reptiles and amphibians. In : MACKIE RI, WHITE BA, ISA ACSON RE. *Gastrointestinal microbiology Vol 1: Gastrointestinal ecosystems and fermentations*. London: Chapman & Hall, 199-230.

BJORNDAL, K.A., BOLTEN, A. B. AND CHALOUPKA, M. Y. (2000). Green turtle somatic growth model: evidence for density dependence'. *Ecological Applications* 10, 269-282.

BOLTEN ALAN B. AND KAREN A. BJORNDAL (1992). Blood profiles for a wild population of green turtles (*Chelonia mydas*) in the southern Bahamas : size specific and sex-specific relationships, *Journal of wildlife disease*, 28 (3), pp 407-413.

BONIN F. (1991). Les Chéloniens : classification, caractères généraux, reproduction, pathologie et thérapeutique. Thèse Méd. Vét., Lyon, n°97, 101 p.

BONNER B. (2000). Chelonian therapeutics. *Vet. Clin. North Am. (Exotic Anim. Pract)*, 3 : 1, 257-332.

BOUR R, CADI A, GUYOT G et al. (2002). Atlas de la terrariophilie ; Volume 2-Les tortues terrestres et aquatiques, Animalia Editions, 189 p.

BOURDEAU P. (1988). Pathologie des tortues. Première partie : Examen clinique et maladies générales. *Point Vét.*, 20 : 117, 761-775.

BOURDEAU P. (1989). Pathologie des tortues. Deuxième partie: Affections cutanées et digestives. *Point Vét.*, 20 : 118, 871-884.

BOYER TH (2006). Turtles, tortoises, and terrapins. In: *Reptile medicine and surgery*, 2nd ed., ed. Mader DR, pp. 696–704. Saunders Elsevier, St. Louis, MO.

BRODIN S. (1991). Intoxication par consommation de tortue marine à écailles (*Eretmochelys imbricata*), Thèse de Doctorat en Médecine de la Faculté Saint-Antoine à Paris.

BROGARD J. (1992). Les maladies des reptiles. 2nd éd. Maisons-Alfort : Edition du point Vétérinaire, 352 p.

BROOKS DE, GINN PE, MILLER TR, et al. (1994). Ocular fibropapillomas of green turtles (*Chelonia mydas*). Vet Pathol 31:335–339.

BURKE JB, RODGERS LJ. (1982). Gastric ulceration associated with larval nematodes (*Anisakis* sp. type I) in pen reared green turtles (*Chelonia mydas*) from Torres Strait. J Wildl Dis. 1982 Jan;18(1):41-6.

BUTLER P.J., W. K. MILSOM, A. J. WOAKES (1984). Respiratory, cardiovascular and metabolic adjustments during steady state swimming in the green turtle, *Chelonia mydas*, Journal of Comparative Physiology B, 1984, Volume 154, Issue 2, pp 167-174.

CAMPBELL, T.W. (1996). Clinical pathology. In : Reptile Medicine and Surgery (ed. D.R. Mader), pp. 248-257. W.B. Saunders, Philadelphia.

CHIODINI, R.J., SUNDBERG, J.P. (1981). Salmonellosis in reptiles : a review. American Journal of Epidemiology (113), 494-499.

CHITTICK ELIZABETH J., ANDREW STAMPER, DVM, DACZM JEAN F. BEASLEY GREGORY A. LEWBART, VMD, MS, DACZM WILLIAM A. HORNE (2002). Medetomidine, ketamine, and sevoflurane for anesthesia of injured loggerhead sea turtle). Journal of the American Veterinary Medical Association, Vol. 221, No. 7, Pages 1019-1025, doi : 10.2460/javma.2002.221.1019

CHRISMAN CHERYL L., WALSH MICHAEL, JONH C. MEEKS, HEIDI ZURAWKA, RICHARD LAROCK, LARRY HERBST, JUERGEN SCHUMACHER. (1997). Neurologic examination of sea turtles. J Am Vet Med Assoc. Vol211, No.8

CHRISMAN CL, WALSH M, MEEKS JC, ZURAWKA H, LAROCK R, HERBST L, SCHUMACHER J (1997). Neurologic examination of sea turtles. J Am Vet Med Assoc 211:1043–1047

CHRISTIANSEN JL, GRZYBOWSKI JM, KODAMA RM (1996). Melanomacrophage aggregations and their age relationships in the yellow mud turtle, *Kinosternon flavescens* (Kinosternini- dae). *Pig Cell Res* 9:185–190.

CLAUSS TM, PAPICH M, COY S, HERNANDEZ-DIVERS S, BERZINS IK, BUDSBERG SC (2007) Pharmacokinetics of MLX in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after single dose intravenous administration. In: Harms C (ed) Proc 38th Annu Conf Int Assoc for Aquatic Animal Medicine, Orlando, FL, May 5–9, 2007. p 228

CLIFFORD WARWICK, PHILLIP C ARENA, CATRINA STEEDMAN. (2013). Health implications associated with exposure to farmed and wild sea turtles.

COSTA MARIO SANTORO, C. GREINER ELLIS, MORALES JUAN ALBERTO, RODRIGUEZ-ORTIZ BEATRIZ (2006). Digenetic trematode community in nesting green sea turtles (*Chelonia mydas*) from Tortuguero National Park, *Parasitology*, Vol.92, Issue 6

CRIBB TH, GORDON AN (1998). *Haplotrema* (Digenea: Spirorchidae) in the green turtle (*Chelonia mydas*) in Australia. *J Parasitol* 84:375–378.

DAILEY M.D., FAST M.L., BALAZS G.H. (1992). A survey of the Trematoda (Platyhelminthes: Digenea) parasitic in green turtles, *Chelonia mydas* (L.) from Hawaii. *Bull South Calif Acad Sci* 91:84–91.

DAILEY M.D., FAST M.L., BALAZS G.H. (1993). *Haplotrema dorsopora* sp. N. (Trematoda : Spirorchidae) from the heart of the green turtle (*Chelonia mydas*) with a redescription of *Haplotrema postorchis*. *J. Helminthol. Soc. Wash.*, 60 (1), pp. 5-9.

DAILEY M.D., FAST M.L., BALAZS G.H. (1998). *Carettacola hawaiiensis* n. sp. (Trematoda: Spirorchidae) from the green turtle, *Chelonia mydas*, in Hawaii. *Ocean Studies Institute, Department of Biology, California State University, Long Beach* 90840-3702.

DANTZLER, W.H., SCHMIDT-NIELSON, B. (1966), Excretion in the fresh-water turtle (*Pseudemus scripta*) and desert tortoise (*Gopherus agassizii*). *American Journal of*

Physiology pp. 198-210.

DAWSON MN, RASKOFF KA, JACOBS DK (1998). Field preservation of marine invertebrate tissue for DNA analysis. *Mol Mar Biol Biotech* 7:145–152.

DI BELLO ANTONIO, CARMELA VALASTRO, DANIELA FREGGI, ANTONIO COLUCCI. (2006). Endoscopic evaluation of the coelomic cavity in sea turtles with gastrointestinal foreign bodies, University of Bari, Faculty of Veterinary Medicine, Italy.

DIETHELM G (2006). Digit abnormalities. In: *Reptile medicine and surgery*, 2nd ed., ed. Mader DR, pp. 774–777. Saunders Elsevier, St Louis, MO.

DIVERS S.J., COOPER J.E. (2000). Reptile hepatic lipidosis. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, Vol. 9, Issue 3, pp. 153-164.

DIVERS SJ. (1999). Clinical Evaluation of Reptiles. *Vet. Clin. North Am. (Exotic Anim. Pract)*, 2 : 2, 709-729.

DONOGHUE S, LANGENBERG (1996) J. Nutrition. In : MADER DR, editor. *Reptile medicine and surgery*. Philadelphia : WB Saunders, 148-174.

DUCOS DE LAHITTE J. (2002). *Les tortues*. Cours magistral optionnel NAC, Toulouse.

DUGUY R, MORINIERE P, LE MILINAIRE C (1998). Facteurs de mortalité observés chez les tortues marines dans le Golfe de Gascogne [Mortality factors observed in marine turtles in the Gulf of Gasgogne]. *Oceanol Acta* 21:383–388. In French.

DUPONTE, M.W., NAKAMURA, R.M., CHANG E.M.L. (1978). Activation of latent Salmonella and Arizona organisms by dehydration in red-eared turtles, *Pseudemys scripta elegans*. *American Journal of Veterinary Research* (39), 529-530.

DYER WILLIAM G., H. WILLIAMS ERNEST, JR., BUNKLEY-WILLIAMS LUCY, AND MOORE DEBORAH (1991). Some digeneans (Trematoda) of the Atlantic Hawksbill Turtle, *Eretmochelys imbricata imbricata* (Testudines : Cheloniidae) from

Puerto Rico, J. Helminthol. Soc. Wash., 62(1), pp.13-17

ECKERT KL, BJORN DAL KA, ABREU-GROBOIS FA, DONNELLY (1999). Meds. Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles. Washington, DC: IUCN/SSC Marine Turtle Specialist Group, Gland, Publication No. 4.

ERLACHER-REID CLAIRE D., TERRY M. NORTON, CRAIG A. HARMS, RACHEL THOMPSON, DAVID J. REESE, MICHAEL T. WALSH, AND M. ANDREW STAMPER (2013). Intestinal and cloacal strictures in free-ranging and aquarium-maintained green sea turtles (*Chelonia mydas*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine: June, Vol. 44, No. 2, pp. 408-429.

FIGUERES, J.M. (1997). Treatment of Articular Gout in a Mediterranean Pond Turtle (*Mauremys leprosa*). Bulletin of the Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians 7 (4), pp.5-7.

FIRMIN Y. (1997). Pathologie dermatologique des reptiles. *Point Vét.*, 28 : 184, 1327-1336.

FLINT M, LIMPUS CJ, PATTERSON-KANE JC, et al. (2009). Development of corneal fibropapillomatosis in green turtles (*Chelonia mydas*) in Queensland Australia. In: Proceedings of the 29th International Sea Turtle Symposium, 17–19th February. Brisbane, Australia.

FLINT M, MORTON JM, LIMPUS CJ, et al. (2009). Development and application of biochemical and haematological reference intervals to identify unhealthy green sea turtles (*Chelonia mydas*). Vet J. In press.

FLINT M., JANET C. PATTERSON-KANE, COLIN J. LIMPUS, PAUL C. MILLS (2010). Health Surveillance of Stranded Green Turtles in Southern Queensland, Australia (2006–2009): An Epidemiological Analysis of Causes of Disease and Mortality, EcoHealth, Volume 7, Issue 1, pp 135-14.

FLINT M., PATTERSON-KANE J.C., LIMPUS C.J., WORK T.W., BLAIR D., MILLS P.C. (2009). Postmortem diagnostic investigation of disease in free-ranging marine turtle populations : a review of common pathologic findings and protocols. J. Vet. Diagn. Invet. 21 : 733-759.

FOLEY AM, JF, et *al.* (2008). Two herpesviruses associated with disease in wild Atlantic loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). Vet Microbiol 126:63–73.

FONTAINE C. (2009). Alimentation de la tortue verte (*Chelonia mydas*) et de la tortue imbriquée (*Eretmochelys imbricata*) en captivité. Thèse Méd. Vét. Alfort, 168 p.

FONTAINE, C.T., T.D. WILLIAMS (1997). Delayed feeding in neonatal Kemp's Ridley, *Lepidochelys kempii* : a captive sea turtle management technique. Chelonian Conserv. Biol. 2 :573-576.

FRANCOIS V. (1996). Alimentation des reptiles: Etude bibliographique, application à la terrariophilie. Thèse Méd. Vét., Nantes, n°27, 249 p.

FRAZIER J. (1984). Marine turtles in the Seychelles and adjacent territories. In: Stoddart, D. R. (Ed.). Biogeography and Ecology of Seychelles Islands. The Hague: W. Junk Publ., Monographiae Biol. 55, 417-468.

FUSSY A, POMMIER P, LUMBROSO C, DE HARO J. (2007). Chelonitoxism: new case reports in French Polynesia and review of the literature. Toxicon ; 49:827–32

GEORGE, R.H. (1997) Health problems and diseases of sea turtles. In : The biology of Sea Turtles (eds P.L. Lutz & J.A. Musick). CRC Press, London.

GLAZEBROOK JS, CAMPBELL RS, BLAIR D (1989). Studies on cardiovascular fluke (Digenea: Spirorchidae) infections in sea turtles from the Great Barrier Reef, Queensland, Australia. J Comp Pathol 101:231–250.

GLAZEBROOK JS, CAMPBELL RSF (1990). A survey of the diseases of marine turtles in northern Australia I. Farmed turtles. Dis Aquat Organ 9:83–95.

GLEIZAL CHRISTIAN (1986). *Encyclopédie de la Polynésie française*, 9 volumes, les éditions de l'Alizé.

GOLDBERG D.W., ADEODATO A., TORRES DE ALMEIDA D., GOMES CORREA L., WANDERLINDE J. (2010). Green turtle head trauma with intracerebral hemorrhage : Image diagnosis and treatment. *Ciencia Rural*, Santa Maria, V.40, No. 11, p. 2402-2405.

GOLDMAN, K.E., R. GEORGE and M.W. SWINGLE. No date. No more squid for captive sea turtles. Virginia Marine Science Museum, Virginia Beach, VA.

GORDON AN, KELLY WR, CRIBB TH (1998). Lesions caused by cardiovascular flukes (Digenea: Spirorchidae) in stranded green turtles (*Chelonia mydas*). *Vet Pathol* 35:21–30.

GORDON AN, KELLY WR, LESTER RJ (1993). Epizootic mortality of free-living green turtles, *Chelonia mydas*, due to coccidiosis. *J Wildl Dis* 29:490–494.

GORDON AN. (2005). A Necropsy-based Study of Green Turtles (*Chelonia mydas*) in South-East Queensland, PhD thesis, School of veterinary science, University of Queensland.

GRACZYK TK, AGUIRRE AA, BALAZS G (1995). Detection by ELISA of circulating anti-blood flukes (*Carettacola*, *Hapalotrema*, and *Laeradius*) immunoglobulins in Hawaiian green turtles (*Chelonia mydas*). *J Parasitol* 81:416–421.

GRACZYK TK, BALAZS GH, WORK T, et al. (1997). *Cryptosporidium* sp. infections in green turtles, *Chelonia mydas*, as a potential source of marine waterborne oocysts in the Hawaiian Islands. *Appl Environ Microbiol* 63:2925–2927.

GREENBLATT RJ, WORK TM, BALAZS GH, et al. (2004). The *Ozobranchus* leech is a candidate mechanical vector for the fibropapilloma-associated turtle herpesvirus found latently infecting skin tumors on Hawaiian green turtles (*Chelonia mydas*). *Virology* 321:101–110.

GREER LL, STRANDBERG JD, WHITAKER BR (2003). *Mycobacterium chelonae* osteoarthritis in a Kemp's ridley sea turtle (*Lepidochelys kempii*). *J Wildl Dis* 39:736–741.

HADJICHRISTOPHOROU M., GROVE D.J. (1983). A study of appetite, digestion and growth in juvenile green turtle (*Chelonia mydas* L.) fed on artificial diets, Volume 30,

HARKEWICZ KA. (2001). Dermatology of reptiles : a clinical approach to diagnosis and treatment. *Vet. Clin. North Am. (Exotic Anim. Pract)*, 4 : 2, 441-461.

HAYS G.C. BRODERICK AC, GLEN F, GODLEY BJ. (2002) Change in body mass associated with long-term fasting in a marine reptile: the case of green turtles (*Chelonia mydas*) at Ascension Island. *Can. J. Zool.* [on-line] 80, 1299-1302.
[http://www.seaturtle.org/PDF/Hays_2002_CanJZool.pdf]

HEATH MARTHA E., MC GINNIS SAMUEL M. (1980). Body Temperature and Heat Transfer in the Green Sea Turtle, *Chelonia mydas*. *Copeia*, Vol. 1980, No. 4, pp. 767-773.

HEITHAUS MR, MCLASH JJ, FRID A, et *al.* (2002). Novel insights into green sea turtle behaviour using animal-borne video cameras. *J Mar Biol Assoc UK* 82:1049–1050

HELMICK KELLY E., AVERY R., BENNETT, GINN PAMELA, DIMARCO NANCY, BEAVER DANIEL P., AND M. DENNIS PATRICIA (2000). Intestinal volvulus and stricture associates with a leiomyoma in the green turtle (*Chelonia mydas*) *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 31(2):221-227.

HENRY T. (1928). Tahiti aux temps anciens. Publication de la Société des Océanistes n°1. Réédité en 1993 par le musée de l'Homme, Paris.

HENWOOD T. A. & STUNTZ W. E. (1987). Analysis of sea turtle captures and mortalities during commercial shrimp vessels trawling. *Fish. Bull. U.S.* 85, n°4, 813-817.

HERBST L (1994). Fibropapillomatosis of marine turtles. *Ann Rev Fish Dis* 4:389–425.

HERBST LAWRENCE H., ELLIS C. GREINER, LLEWELLYN M. EHRHART, DEAN A. BAGLEY, PAUL A. KLEIN (1998). Serological association between spirorchidiasis, herpesvirus infection, and fibropapillomatosis in green turtles from florida. *Journal of Wildlife Diseases*: July 1998, Vol. 34, No. 3, pp. 496-507

HIRTH H. F. (1971). South Pacific Islands-Marine Turtle Resources. Report to Fisheries Development Agency Project. FAO Rept. F1: SF/SOP/REG/102/2.

HIRTH H. F. & OGREN L. (1990). Decline of sea turtles: causes and prevention. National research council. National academy press, 252 pp.

HOMER B. L. , JACOBSON E.R., SCHUMACHER J. and SCHERBA (1994). G.Veterinary pathology, impact Factor :1.929, Ranking:16/142 in Veterinary Sciences, 40/77 in Pathology, Chlamydiosis in Mariculture-reared Green Sea Turtles (*Chelonia mydas*).

<http://www.turtle.ky/> (consulté en décembre 2013)

HUYNH M. (2008). Urgences chez les reptiles. Thèse Méd. Vét. Alfort, 172 p.

JACKSON D. C. (1985). Respiration and respiratory Control in the Green Turtle, *Chelonia mydas*, Copeia, Vol. 1985, No. 3, pp. 664-671, published by American Society of Ichthyologists and herpetologists (ASIH).

JACOB H., FISCHTHAL, ACHOLONU ALEXANDER D. (2011). Some digenetic trematodes from the Atlantic Hawksbill Turtle, *Eretmochelys imbricata* (L.), from Puerto Rico. Proceedings of the helminthological society of Washington.

JACOBSON ELLIOTT R., GLENN R. HARMAN, BS LARA K. MAXWELL, ERIC J. LAILLE, MS (2003). Plasma concentrations of praziquantel after oral administration of single and multiple doses in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) American Journal of Veterinary Research, Vol. 64, No. 3, Pages 304-309.

JACOBSON ER, HOMER BL, STACY BA, et al. (2006). Neurological disease in wild loggerhead sea turtles *Caretta caretta*. Dis Aquat Organ 70:139–154.

JACOBSON, E.R., BEHLER, J.L., JARCHOW, J.L. (1999). Health assessment of chelonians and release into the wild. In : Zoo and Wild Animal Medicine, Vol.4 (eds M.E. Fowler & R.E. Miller). W.B. Saunders, Philadelphia.

JACOBSON, E.R., BURGELT, C., WILLIAMS, B. & HARRIS, R.K. (1991) Herpesvirus in cutaneous fibropapillomatosis of the green sea turtle. *Diseases of Aquatic organisms*, 12,1.

JESSOP T. S., SUMMER J.M., LIMPUS C.J., WHITTIER J.M. (2004). Interplay between plasma hormone profiles, sex and body condition in immature hawksbill turtles (*Eretmochelys imbricata*) subjected to a capture stress protocol. *Comparative Biochemistry and physiology, Part. A : Molecular & integrative physiology*, Vol. 137, Issue 1, pp. 197-204.

JESSOP TIM S., MARK HAMANN, MARK A. READ, COLIN J. LIMPUS (2000). General and Comparative Endocrinology, Volume 118, Issue 3, Pages 407–417, Evidence for a Hormonal Tactic Maximizing Green Turtle Reproduction in Response to a Pervasive Ecological Stressor.

JOHNSON, J.H (1991). Anaesthesia, analgesia and euthanasia of reptiles and amphibians, *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians Calgary* 1 ; 132-8.

KHALI, F. (1947). Excretion in reptiles : non-protein constituents of the urine of the sea turtle. *Chelonia mydas* *J.Biol Chem* 171, 611-616

KOBAYASHI M. An analysis of the growth based on the size and age distributions of the hawksbill sea turtle inhabiting Cuban waters, *Jpn J Vet Res.* 2000 Nov; 48(2-3):129-35.

LARISA A. & LOHMANN K. J. (2003). Use of multiple orientations cues by juvenile loggerhead sea turtles *Caretta caretta*. *Journal of experimental biology* 206, 4317-4325.

LEACH B. F., INTOH M., SMITH I. W. G. (1984). Fishing, turtle hunting and mammal exploitation at Fa'ahia, Huahine, French Polynesia. *Journal de la Société des Océanistes* 79, 183-197.

LEGUIN K. (2010). L'adaptation des tortues marines au milieu marin. Thèse Méd. Vét., Nantes, 102 p.

- LEONG, J.K. et al. (1989). Health care and diseases of captive-reared loggerhead and Kemp's ridley turtles, in : Proceedings of the First International Symposium on Kemp's Ridley Sea Turtle, Conservation and Management. C.W. Caillouet Jr., and A.M. Landry (eds.). TAMU-SG-89-105. Texas A&M University, Sea Grant College Program, College Station, TX
- LETERRIER E. (2002). Les reptiles en pratique vétérinaire. Thèse Méd. Vét., Toulouse, n°32, 204 p.
- LIMPUS CJ, LIMPUS DJ, HORTON M, FERRIS L (2008). Loggerhead turtle mortality from attempted ingestion of porcupine fish. *Marine Turtle Newsl* 120:1–3.
- LOSEY GS, BALAZS G, PRIVITERA LA (1994). Cleaning symbiosis between the wrasse, *Thalassoma duperry*, and the green turtle, *Chelonia mydas*. *Copeia* 3:684–690.
- LUTZ P, MUSICK JA (1997). The biology of sea turtles. CRC Press, Boca Raton, FL.
- LUTZ, P.L. (1996). Salt, water and pH balance in sea turtle. In : Biology of the sea turtle (eds P. Lutz & J.A. Musick). CRC Press, London.
- MADER D.R. (2006). Reptile Medicine and Surgery (second edition), Elsevier, ISBN : 978-0-7216-9327-9.
- MADER DR et al. (1996). *Reptile Medicine and Surgery*. Philadelphia, WB Saunders, 512 p
- MAGNINO S, COLIN P, DEI-CAS E, et al. (2009). Biological risks associated with consumption of reptile products. *Int J Food Microbiol* ; 134:163 – 75
- MALLEY, A.D. (1997). Reptile anesthesia and the practicing 19(7), 351-370.
- MARAN J (2000). Association A cupulata. *L'élevage des tortues aquatiques*. Ed : Paris : P. GERARD, 88 p.
- MARTINEZ-SILVESTRE, A. (1997). Treatment with Allopurinol and probenecid for visceral gour in the greek tortoise (*Testudo graeca*) Bull Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians 7(4), 4-5.
- MATTEIS C. (2004). Carnet clinique des reptiles. Thèse Méd. Vét. Alfort, 467p.

- MATZ G. (1997). La tératologie des reptiles. Bulletin de la Société Herpétologique de France. 2^{ème} et 3^{ème} trimestre, (82-83), pp. 5-14.
- MAUTINO, M. PAGE, D.C. (1993). Biology and medicine of turtles and tortoises. Veterinary Clinics of North America 23 (6).
- McARTHUR S., WILKINSON R., MEYER J. (2004). Medicine and surgery of tortoises and turtles, Oxford : Blackwell Publishing Ltd., 591 p. ISBN 1-4051-0889-4.
- McCOY, R.H., SEIDLER, R.J. (1973). Potential pathogens in the environment : isolation, enumeration and identification of seven genera of intestinal bacteria associated with small green pet turtles. Applied Microbiology 25(4), 534-538.
- McDERMID, KARLA J, STUERCKE, BROOKE, BALAZS, GEORGE H. (2007). Nutritional composition of marine plants in the diet of the green sea turtle (*Chelonia mydas*) in the Hawaiian Islands, Bulletin of Marine Science, Volume 81, Number 1, pp. 55-71(17).
- McGEHEE M.A. (1990). Effects of moisture on eggs and hatchlings of loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). Herpetologica, Vol. 46, (3), pp. 251-258.
- McLEAN R.A., HARMS C.A., BRAUN McNEIL J. (2008). Propofol anesthesia in loggerheads (*Caretta caretta*) sea turtles. Journal of Wildlife Diseases :Vol. 44, No 1, pp. 143-150.
- MOON PF, STABENAU EK (1996). Anesthetic and postanesthetic management of sea turtles, J Am Vet Med Assoc. Mar 1; 208(5):720-6.
- MOORE D.P., WILLIAMS E.H., Jr., MIGNUCCI-GIANNONI, L.BUNKLEY-WILLIAMS, DYER W.G. (2007). Successful surgical treatment of spear wounds in a Hawksbill Turtle, *Eretmochelys imbricata* (Testudines : Cheloniidae). Revista de biologixa tropical, Vol. 56 (Supl.1) : 271-276.

MUNROE R, LIMPUS CJ (1979). Barnacles on turtles in Queensland waters with descriptions of three new species. Mem Queen Mus 19:197–223.

NAGANOBU K., OGAWA H., OYADOMARI N., SUGIMOTO M. (2000). Surgical Repair of a Depressed Fracture in a Green Sea Turtle, *Chelonia mydas*. J. Vet.Med ; Sci. 62(1) : 103-104.

NGUYEN L. (2013). Etude des malformations anatomiques chez les tortues marines. Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine de Nantes. Oniris : École Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation Nantes Atlantique, 210 p.

NORTON T. (2013). Sea turtle husbandry, nutrition, feeding practices and facilities. <http://gstc.jekyllisland.com>

NORTON T. (2013). Sea Turtle Parasites Therapy. <http://gstc.jekyllisland.com>

NORTON TM (2005). Chelonian emergency and critical care. Semin Avian Exotic Pet 14:106–130

OLSON PD, CRIBB TH, TKACH VV, et al. (2003). Phylogeny and classification of the Digenea (Platyhelminthes: Trematoda). Int J Parasitol 33:733–755.

OROS J, DELGADO C, FERNANDEZ L, JENSEN HE (2004). Pulmonary halohyphomycosis caused by *Fusarium spp* in a Kemp's ridley sea turtle (*Lepidochelys kemp*i): an immuno-histochemical study. NZ Vet J 52:150–152.

OROS J, TORRENT A, CALABUIG P, DENIZ S (2005). Diseases and causes of mortality among sea turtles stranded in the Canary Islands, Spain (1998–2001), Dis Aquat Organ 63:13–24.

OROS J, TORRENT A, ESPINOSA DE LOS MONTEROS A, et al. (2001). Multicentric lymphoblastic lymphoma in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). Vet Pathol 38:464–467.

OROS J, TUCKER S, FERNANDEZ L, JACOBSON ER (2004). Metastatic squamous cell carcinoma in two loggerhead turtles *Caretta caretta*. Dis Aquat Organ 58:245–250.

PAGE, C.D. (1993). Current Reptilian Anaesthesia Procedures. In Fowler M.E. (ed.) Zoo and Wild Animal Medicine, Current Therapy 3, W.B. Saunders, Philadelphia, PP. 140-143.

PAGE, C.D., MAUTINO, M. (1990). Clinical Management of the Tortoise. Compendium of the Small Animals Vol. 12, No. 2, 221-228.

PARE JA, JACOBSON ER (2007). Mycotic diseases of reptiles. In: Infectious diseases and pathology of reptiles, ed. Jacobson ER, pp. 527–570. CRC Press, Boca Raton, FL.

PAYRI, C., N'YEURT A.R. & OREMPÜLLER, J. (2001). Algae of french Polynesia - Algues de Polynésie Française. Edition Au Vent des îles - tahiti, 320pp.

PETIT M., ETIENNE S., GASPARD C. (2013). Influence de la température du sable sur les nids de tortues vertes (*Chelonia mydas*) Atoll de Tetiaroa, Polynésie française.

PIETRAIN J. (2003). L'anorexie chez les reptiles. Thèse Méd. Vét., Alfort, n°2, 104 p.

PRANGE H.D. (1976). Energetics of swimming of a sea turtle. The Journal of experimental biology 64, 1-12.

PRANGE HENRY D., DONALD C. JACKSON. Ventilation, gas exchange and metabolic scaling of a sea turtle, Physiology Section, Indiana University School of Medicine, Bloomington.

PRANGE, H.D., GREENWALD, L. (1980). Effects of the dehydration on the urine concentration and salt secretion of the green sea turtle. Comparative Biochemistry and Physiology 66A, 133-136.

RAIDAL SR, OHARA M, HOBBS RP, PRINCE RI (1998). Gram- negative bacterial infections and cardiovascular parasitism in green sea turtles (*Chelonia mydas*). Aust Vet J 76:415– 417.

RAIDAL SR, SHEARER PL, PRINCE RI (2006). Chronic shoulder osteoarthritis in a loggerhead turtle (*Caretta caretta*). Aust Vet J 84:231–234.

- RAMSAY, E.C. & DOTSON, T.K. (1995). Tissue and serum enzyme activities in the yellow rat snake (*Elaphe obsoleta quadrivittata*). American Journal of Veterinary Research 56, 423-428.
- RAND T.G. (1985). Histopathology of infections by *Learedius learedi* price, 1934 and *Neospororchis schistosomatoides* price, 1934 (Digenea : Spirorchiidae) in the wild green turtles, *Chelonia mydas* L., from Bermuda. J. of wildlife diseases, 21(4), pp. 461-463.
- READ MA, GRIGG GC, LIMPUS CJ. (1996) Body temperatures and winter feeding in immature green turtles, *Chelonia mydas*, in Moreton Bay, Southeastern Queensland. *J. Herpetol.*, 30, 262-265.
- REDROBE P., SCUDAMORE C.L. (2000). Ultrasonographic diagnosis of pericardial effusion and atrial dilatation in a spur-thighed tortoise (*Testudo graeca*), Veterinary ; 146 : 183-185 doi : 10.1136/vr. 146.7.183
- REIDARSON THOMAS H., CARL A. JANTSCH, SUZANNE M. GENDRON (1994). Medical treatment for multiple foreign objects in a hawksbill turtle (*Eretmochelys imbricata*), Journal of Zoo and Wildlife Medicine 25 (1): 158-160.
- REISCHIG T., RACHMAD BASUKI N., AHANG MOORD V., CORDES H., LATORRA R. (2012). Green turtles (*Chelonia mydas*) in the Berau archipelago, Indonesia : population assessment, nesting activities and protection status. In Jones T.T. et Wallace B.P. Proceedings of the Thirty-first Annual Symposium on Sea Turtle Biology and Conservation. NOAA Technical Memorandum NOAA NMFS-SEFSC-631. P. 243.
- RENAUD M., GITSCHLAG G., KLIMA E., SHAH A., KOI D., NANCE J. (1993). Loss of shrimp by turtle excluder devices (TEDs) in coastal waters of the United States, North Carolina to Texas : March 1988-August 1990. Fish. Bull. 91, 129-137.
- RIGBY MC, DUFOUR V (1996). Parasites of coral reef fish recruits, *Epinephelus merra* (Serranidae), in French Polynesia. The Journal of Parasitology 82 (3): 405-408.

- ROBERT A. MACLEAN, CRAIG A. HARMS, JOANNE BRAUN-MCNEILL (2008). Propofol anesthesia in loggerhead (*Caretta caretta*) sea turtles, *Journal of Wildlife Diseases*, 44(1), pp. 143–150 Wildlife Disease Association 2008
- ROWLES, T.K., F.M. VAN DOLAH, A.A. HOHN (2001). Gross necropsy and specimen collection protocols, In: CRC Handbook of Marine Mammal Medicine 2nd edition, L.A. Dierauf and F.M.D. Gulland, Editors., CRC Press: Boca Raton. p. 449-470. Limpus, C.J. (2007). Database manual- Turtle conservation monitoring project and monitoring of marine wildlife mortality and stranding. QPWS/EPA, Brisbane.
- RULIÉ A.C. (2002). Reflexion sur la conservation de la tortue imbriquée (*Eretmochelys imbricata*) : application aux Seychelles. Thèse Méd. Vét. Toulouse, 198 p.
- SANTORO M, GREINER EC, MORALES JA, RODRIGUEZ-ORTIZ B. (2006). Digenetic trematode community in nesting green sea turtles (*Chelonia mydas*) from Tortuguero National Park, Costa Rica, *J Parasitol.*; 92(6):1202-6.
- SANTORO M, GREINER EC, MORALES JA, RODRIGUEZ-ORTIZ B. (2007). A new pronoccephalid, *Pleurogonius tortugueroi* n. sp. (Digenea), from the intestine of green sea turtles (*Chelonia mydas*) in Costa Rica. *Parassitologia.*; 49(1-2):97-100.
- SANTORO M, MORALES J, RODRIGUEZ-ORTIZ B (2007). Spirorchiidiosis (Digenea: Spirorchidae) and lesions associated with parasites in Caribbean green turtles (*Chelonia mydas*). *Vet Rec* 161:482–486.
- SANTORO M, MORALES JA, RODRIGUEZ-ORTIZ B. (2007). Spirorchiidiosis (Digenea: Spirorchidae) and lesions associated with parasites in Caribbean green turtles (*Chelonia mydas*). *Vet Rec.* ; 161(14):482-6
- SANTORO M., SIMONETTA M. (2009). Sea Turtle Parasites, *Marine Biodiversity of Costa Rica, Central America*, J. Cortès (eds).

SANTOS RG, MARTINS AS, FARIAS JDA N, HORTA PA, PINHEIRO HT, TOREZANI E, BAPTISTOTTE C, SEMINOFF JA, BALAZS GH, WORK TM. MAR (2011). Coastal habitat degradation and green sea turtle diets in Southeastern Brazil., Pollut Bull; 62(6):1297-302. doi: 10.1016/j.marpolbul.2011.03.004.

SAUNDERS W.B. (1993). Current Reptilian Anesthesia Procedures, In fowler M.E. (ed.) Zoo and wild Animal Medicine, Current Therapy 3rd ed., Philadelphia, pp. 140-143.

SHELL SC (1970). How to know the trematodes. W.C. Brown, Dubuque, IA.

SCHILLIGER L. (1990). Les affections parasitaires chez les reptiles. Etude bibliographique et expérimentale, applications prophylactiques et thérapeutiques en terrariophilie. Thèse Méd. Vét. Nantes, 1990, n°109, 403 p.

SCHILLIGER L. (1997). Parasites internes des reptiles. In : *Comptes rendus du congrès de la C.N.V.S.P.A.*, Paris, 64-67.

SCHILLIGER L. (1999). Conduite à tenir devant une brûlure. *Point Vét.*, Numéro spécial "Nouveaux animaux de compagnie", 30 : 736-738.

SCHILLIGER L. (1999). Geste de base : prélèvement de selles par lavage du colon. *Point Vét.*, Numéro spécial "Nouveaux animaux de compagnie", 30 : 748.

SCHILLIGER L. (1999). Les affections du système nerveux chez les Ophidiens : 2- Etude clinique. *Point Vét.*, 30 : 201, 469-476.

SCHILLIGER L. (2001). Neurologie des reptiles : Diagnostic des troubles nerveux. *Point Vét.*, 32 : 219, 48-50.

SCHMIDT U., CHMEL H, COBBS C. (1979). *Vibrio alginolyticus*, infections in humans. J Clin Microbiol ;10 : 666-8.

SCHMITT TODD L., SUZANNE MUNNS, LANCE ADAMS, JAMES HICKS (2013). The use of spirometry to evaluate pulmonary function in olive ridley sea turtles (*Lepidochelys olivacea*) with positive buoyancy disorders. Journal of Zoo and Wildlife

Medicine : Vol.44, No. 3, pp. 645-653.

SCHUMACHER J, PAPENDICK R, HERBST L, et al (1996). Volvulus of the proximal colon in a hawksbill turtle (*Eretmochelys imbricata*). J Zoo Wildl Med: 27:386-391.

SCHUYLER Q, HARDESTY BD, WILCOX C, TOWNSEND K (2012). To Eat or Not to Eat? Debris Selectivity by Marine Turtles, PloS one.

SHAW, S., KABLER, S., LUTZ, P. (1992) Isoflurane – A safe and effective anaesthetic for marine and freshwater turtles. In Proceedings Intb Wild Rehab, pp. 112-119.

SILVA, M. R. DA ; RODRIGUES (2009). Fluctuation in sea turtle species *Caretta caretta* with bacterial pneumonia, F. P., Journal PUBVET Vol. 3 NO. 11 pp. unpaginated.

SOLOMON, S.E., R. LIPPETT. (1991). Anim. Technol. 42 :77-81

SPOTILA JR, O'CONNOR MP, PALADINO FV. (1997) Thermal biology In: LUTZ PL, MUSICK JA. *The biology of sea turtles*. Boca Raton, Florida: CRC Press, 297-314.

STACY B. (2012). Sea Turtle parasites : an overview, Office of Protected Resources/NMFS/NOAA.

STACY BA, PESSIER AP (2007). Host response to infectious agents and identification of pathogens in tissue section. In: Infectious diseases and pathology of reptiles: color atlas and text, ed. Jacobson ER, pp. 257–297. CRC Press, Boca Raton, FL.

STACY BRIAN A., ALLEN M. FOLEY, ELLIS GREINER, LAWRENCE H. HERBST, ALAN BOLTEN, PAUL KLEIN, CHARLES A. MANIRE, ELLIOTT R. JACOBSON (2010). Spirorchidiasis in stranded loggerhead *Caretta caretta* and green turtles *Chelonia mydas* in Florida (USA): host pathology and significance. Dis Aquat Organ.;89(3):237-59. doi: 10.3354/dao02195.

STAMPER MA, HARMS C, EPPERLY SP, et al.: (2005). Relationship between barnacle epibiotic load and hematologic parameters in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*), a comparison between migratory and residential animals in Pamlico Sound, North Carolina. J Zoo Wildl Med 36:635–641.

TAQUET C, TAQUET M, DEMPSTER T, SORIA M, CICCIONE S, ROOS D *et al.* (2006). Foraging of the green turtle *Chelonia mydas* on seagrass beds at Mayotte Island (Indian Ocean), determined by acoustic transmitters. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 306, 295-302.

THOMPSON AHLSTROM RACHEL, WOLF TIFFANY, PETERSON DAN, PESTANO NORMA, MEJIA-FAVA JOHANNA. (2006). Alternative treatment options for managing hepatic lipidosis in an atlantic ridley sea turtle (*Lepidochelys kempii*),

THOMPSON SM (1980). A comparative study of the anatomy and histology of the oral cavity and alimentary canal of two sea turtles: the herbivorous green turtle *Chelonia mydas* and the carnivorous loggerhead turtle *Caretta caretta*. In: Faculty of science, p. 430. James Cook University, Townsville, Australia.

TRAUB RJ, MACARANAS J, MUNGTHIN M, *et al.* (2009). A new PCR-based approach indicates the range of *Clonorchis sinensis* now extends to Central Thailand. *PLoS Negl Trop Dis* 3:e367.

VALENTE L., MARCO I., ZAMORA M., PARGA M. L., LAVIN S., ALEGRE F., CUENCA R. (2007). Radiographic anatomy of the limbs of the juvenile and subadult loggerhead turtles (*Caretta caretta*).

Véto trucs sélection (1988) Lettre hebd. Du vet., Paris, 22

WALDER G, MEUSBURGER H, HOTZEL H, *et al.* (2003). *Chlamydophila abortus* pelvic inflammatory disease. *Emerg Infect Dis* ; 9:12

WALSH, M. (1999). Rehabilitation of sea turtles. In : Research and Management techniques for the Conservation of Sea Turtles (eds K.L. Eckert, K.A. Bjorndal, F.A. Abreu-Grobois & M. Donnelly), pp. 202-207. IUCN/SSC.

WARWICK C. (2004). Gastrointestinal disorders: are healthcare professionals missing zoonotic causes? *J R Soc Health* ;124:137 – 42

WELLEHAN J., GUNKEL C. (2004). Emergent Diseases in Reptiles.

WHITAKER, B.R., KRUM, H. (1999). Medical management of sea turtles in aquaria. In : Zoo and Wild Animal Medicine, Vol. 4 (eds M.E. Fowler & R.E. Fowler). W.B. Saunders, Philadelphia.

WHITTOW GC., BALAZS GH. (1982). Basking behavior of the Hawaiian Green Turtle (*Chelonia mydas*). PacSci 36(2) : 129-139.

WILLIAMS W.E, BUNKLEY-WILLIAMS L. (1991). Some digeneans (Trematoda) of green turtle, *Chelonia mydas* (Testudines: Cheloniidae) from Puerto Rico. J Helm Soc Wash 58:176–180.

WITH, T.K. (1968). Bile pigments : chemical, biological and clinical aspects, academic press, New York & London. P. 575.

WITHERINGTON B, BRESETTE M, HERREN R (2006). *Chelonia mydas* – Green Turtle. In: MEYLAN PA, editor. *Biology and conservation of Florida turtles. Chelonian Research Monographs 3*. Lunenburg: Chelonian Research Foundation, 90-104.

WOLKE, R.E., BROOKS, D.R., GEORGE, A. (1982). Spirorchiasis in loggerhead sea turtles (*Caretta Caretta*) : pathology. Journal of Wildlife Diseases 18, 175-185.

WOOD, F. PLATZ, C., CRITCHLEY, K., WOOD, J.R. (1982). Semen collection by electroejaculation of the green turtle, *Chelonia mydas*. Brit J Herp, 6, 200-202.

WOOD, F.E., CRITCHLEY, K.H & WOOD, J.R. (1983). Anesthesia in the Green Sea Turtle *Chelonia mydas*. American Journal of Veterinary Research 43, pp. 1882-1883.

WORK TM, BALAZS GH, RAMEYER RA, MORRIS RA (2004). Retrospective pathology survey of green turtles *Chelonia mydas* with fibropapillomatosis in the Hawaiian Islands, 1993–2003. Dis Aquat Organ 62:163–176.

WORK TM, BALAZS GH, SCHUMACHER JL, AMARISA M (2005). Epizootiology of spirorchiid infection in green turtles (*Chelonia mydas*) in Hawaii. J Parasitol 91:871–876.

WSPA Cayman Turtle Farm Report, World Society for the Protection of Animals, London, UK, 2011:34

WYNEKEN (2001). The anatomy of sea turtles. National Oceanic and Atmospheric Administration, Miami, FL.

WYNEKEN JEANETTE, SHERYAN P. EPPERLY, BEN HIGGINS, ERIN McMICHAEL, CONNIE MERIGO, JOSEPH P. FLANAGAN (2010). PIT Tag Migration in Seaturtle Flippers, *Herpetological Review*, 41(4), 448–454, by Society for the Study of Amphibians and Reptiles.

YAMAGUTI, S. (1971). Synopsis of Digenetic Trematodes of Vertebrates. Keigaku Publishing Co., Tokyo, Japan. 1,074 pp.

AGRÉMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussigné, Jacques DUCOS de LAHITTE, Enseignant-chercheur, de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **BARON Soài** intitulée « **Pathologie des tortues marines en Polynésie française : exemple du centre de soins de Moorea.** » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 10 mars 2014
Professeur Jacques DUCOS de LAHITTE
Enseignant chercheur
de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse



Vu :
Le Directeur de l'École Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Professeur Alain MILON



Vu :
Le Président du jury :
Professeur Gérard CAMPISTRON



Vu et autorisation de l'impression :
Le Président de l'Université
Paul Sabatier
Professeur Bertrand MONTHUBERT
Par délégation, le Vice Président du CEVU
Arnaud LE PADELLEC
Régine ANDRE OBRECHT



Conformément à l'Arrêté du 20 avril 2007, article 6, la soutenance de la thèse ne peut être autorisée qu'après validation de l'année d'approfondissement.

Toulouse, 2014

NOM : Baron

PRÉNOM : Soàï

TITRE : PATHOLOGIE DES TORTUES MARINES EN POLYNÉSIE FRANÇAISE :
EXEMPLE DU CENTRE DE SOINS DE MOOREA

RÉSUMÉ : Cette thèse a pour but de faire un bilan des affections retrouvées à la Clinique pour tortues marines de Moorea en Polynésie française. Elle fournit également un outil dans l'orientation diagnostique et les traitements des principaux symptômes. L'étude réalisée sur 339 tortues (*Chelonia mydas* et *Eretmochelys imbricata* principalement), sur une période de neuf ans (2004-2013), montre que 33,2% des tortues mortes au centre de soins ont été victime de braconnage et 35,4% des individus reçus présentent des plaies liées directement ou indirectement à la présence de l'homme. Cependant, les morts par noyade, souvent liées à des pêches accidentelles n'ont été observées que chez 3,2% des tortues autopsiées. Les lésions digestives sont également fréquentes et concernent 22,7% des tortues autopsiées dont 43% seraient liées à des obstructions par des corps étrangers. La présence de parasites internes a été observée chez 6,8 % des individus autopsiés (dont 70% de trématodes spirorchides).

MOTS CLÉS : Chéloniens, Polynésie française, pathologie, *Chelonia mydas*, *Eretmochelys imbricata*, tortues marines

ENGLISH TITLE : PATHOLOGY OF SEA TURTLES IN FRENCH POLYNESIA :
EXAMPLE OF THE TURTLE CENTER OF MOOREA

ABSTRACT : This thesis aims to draw up the report of diseases found at the Sea Turtle Clinic, in Moorea, French Polynesia. It also gives a tool to guide diagnosis and principals symptoms treatment. The study has been realized on 339 turtles (mainly on *Chelonia mydas* and *Eretmochelys imbricata*), for nine years (2004-2013). It shows that 33,2% of the turtle, who died in the clinic, had been poached, and that 35,4% of the total population received show wounds directly linked to the presence of mankind. However death by drowning, often due to accidental fishing, have only been observed on 3,2% of necropsied turtles. Digestive lesions have also frequently been observed and concern 22,7% of necropsied turtles, 43% of those would be linked to obstruction with foreign bodies. Presence of intern parasites have been observed on 6,8% of the individus autopsiés (70% from which are spirorchid trematods).

KEYWORDS : Chelonians, French polynesia, pathology, *Chelonia mydas*, *Eretmochelys imbricata*, sea turtles